

UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA
CAMPUS II - AREIA - PB



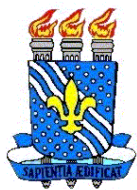
Tese

Fenologia e propagação de *Amburana cearensis* (Arr. Cam.)
A.C. Smith

Severino do Ramo Nascimento dos Santos

AREIA-PB

2014



UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA
CAMPUS II - AREIA - PB



Fenologia e propagação de *Amburana cearensis* (Arr. Cam.)
A.C. Smith

Severino do Ramo Nascimento dos Santos

Sob a Orientação da Professora

Riselane de Lucena Alcântara Bruno

e Co-orientação dos Professores

Alberício Pereira de Andrade

Maílson Monteiro do Rego

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Federal da Paraíba, Centro de Ciências Agrárias, Campus II, Areia-PB, como parte integrante dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Agronomia

AREIA-PB

2014

*Ficha Catalográfica Elaborada na Seção de Processos Técnicos da
Biblioteca Setorial do CCA, UFPB, Campus II, Areia – PB.*

S237f Santos, Severino do Ramo Nascimento dos.

Fenologia e propagação de *Amburana cearensis* (Arr. Cam.) A. C. Smith / Severino do Ramo Nascimento dos Santos. - Areia: UFPB/CCA, 2014.

xxi, 112 f. : il.

Tese (Doutorado em Agronomia) - Centro de Ciências Agrárias. Universidade Federal da Paraíba, Areia, 2014.

Bibliografia.

Orientadora: Riselane de Lucena Alcântara Bruno.

1. Amburana cearensis – Fenologia 2. Amburana cearensis – Propagação 3. Amburana cearensis – Sementes I. Bruno, Riselane de Lucena Alcântara II. Título.

UFPB/CCA

CDU: 633.88(043.2)

UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA
CAMPUS II - AREIA – PB


CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

Fenologia e propagação de *Amburana cearensis* (Arr. Cam.)


A.C. Smith

Severino do Ramo Nascimento dos Santos

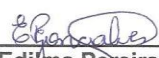
Aprovado como parte das exigências para obtenção do título de Doutor em Agronomia
pela comissão Examinadora:




Profa. Dra. Riselane de Lucena Alcântara Bruno
(Departamento de Fitotecnia e Ciências Ambientais/CCA/UFPB)
Orientadora



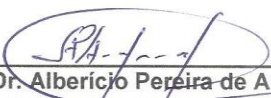
Prof. Dr. Pedro Dantas Fernandes
(Universidade Estadual da Paraíba/UEPB)



Edilma Pereira Gonçalves
(Unidade Acadêmica de Garanhuns/UFRPE)
Examinadora



Prof. Dr. Sebastião Medeiros Filho
(Departamento de Fitotecnia/CCA/UFC)
Examinador



Prof. Dr. Alberício Pereira de Andrade
(Unidade Acadêmica de Garanhuns/UFRPE)
Examinador

Data da realização: 22 de dezembro de 2014.

A Deus, pela presença em todos os momentos, sempre guiando cada passo dado e iluminando minha vida.

Aos Meus Pais!

Dedico esta conquista aos meus pais, por terem me ensinado a descobrir o valor da disciplina, da persistência e da responsabilidade, indispensáveis para a construção e conquista do meu projeto de vida. E por dedicarem parte de suas vidas, na minha formação pessoal e profissional, pelo amor a mim concedido e por me proporcionarem paz na alma e felicidade na vida.

A minha mãe, por cumprir este papel magistralmente e pelo amor intenso. Essa Tese é uma homenagem especial à memória de meu pai, que foi um fã incondicional e verdadeiro amigo, em todo o meu percurso de vida. E que sempre confiou em mim. Com todo amor e carinho dedico.

Dedico.

Com todo o meu amor, respeito, admiração e carinho:

A minha família

Pela base sólida que sempre me deu força para encarar a vida de frente. Pelos ensinamentos, dedicação, amor e principalmente pelos momentos que sempre estiveram ao meu lado, prestando apoio e incentivo quando precisei, e pela constante paciência de suportar minha ausência, por muitas e muitas vezes.

Aos meus orientadores

Prof^a. Dr^a. Riselane de Lucena Alcântara Bruno (Orientadora)

Prof. Dr. Alberício Pereira de Andrade (Co-Orientador)

Prof. Dr. Máilson Monteiro do Rego (Co-Orientador)

Obrigado por acreditarem em mim e pelas cobranças, incentivos, apoio, ajuda e por tudo que fizeram em prol de mais essa conquista e por querer e desejar sempre o melhor. Recebam os meus sinceros agradecimentos e reconhecimento por tudo que vocês me proporcionaram.

Ofereço.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradeço a Deus, por ter feito com que eu estivesse aqui para a conclusão de mais uma etapa de minha vida.

Ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Centro de Ciências Agrárias, da Universidade Federal da Paraíba, pela oportunidade de realização da Pós-Graduação.

Ao CNPq pelo apoio financeiro, possibilitando a realização deste trabalho.

Aos meus queridos pais, Severino Joaquim dos Santos (in memorian) e Maria Anunciada do Nascimento e, à minha família agradeço todo o amor, carinho, compreensão e respeito.

Aos meus irmãos, tios, sobrinhos, primos, cunhados, padrinhos por toda atenção e carinho.

À Prof^ª. Dr^ª. Riselane de Lucena Alcântara Bruno, pela orientação concedida nesse trabalho, pelo incentivo à pesquisa científica e, principalmente pelos conhecimentos que adquiri através dela, contribuindo para minha formação.

À minha namorada Martinelle Gomes dos Santos pela paciência, compreensão, dedicação e, principalmente pelo amor, companheirismo e respeito.

A todos os professores que contribuíram decisivamente para a minha formação acadêmica, profissional e pessoal.

Agradeço aos meus antigos professores, que me ensinaram com prazer e dedicação parte do que sei e, o que é mais importante, me ensinaram a aprender sozinho.

Aos funcionários, estagiários, bolsistas, mestrandos e doutorandos do Laboratório de Análise Sementes, Laboratório de Biotecnologia e Laboratório de Fitopatologia, pelo convívio harmonioso, pela colaboração e paciência no desenvolvimento dos trabalhos, sobretudo pela amizade.

Aos meus amigos, pois consegui vários amigos, durante essa caminhada e não teria espaço suficiente para mencionar todos.

Considerando esta Tese como resultado de uma caminhada que não começou na UFPB, agradecer pode não ser tarefa fácil, nem justa. Para não correr o risco da injustiça, agradeço de antemão a todos que de alguma forma passaram pela minha vida

e contribuíram direta ou indiretamente para a concretização deste sonho, e para a construção de quem sou hoje.

Obrigado a todos!

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS - Capítulo 1	xi
LISTA DE FIGURAS - Capítulo 3	xii
LISTA DE FIGURAS - Capítulo 4	xiii
LISTA DE TABELAS - Capítulo 1	xv
LISTA DE TABELAS - Capítulo 2	xvi
LISTA DE TABELAS - Capítulo 3	xvii
RESUMO GERAL	xviii
GENERAL ABSTRACT	xx
INTRODUÇÃO GERAL	01
REFERÊNCIAS	04
CAPÍTULO I – Estudo Fenológico de <i>Amburana cearensis</i> (Arr. Cam.) A.C. Smith	08
RESUMO	09
ABSTRACT	10
INTRODUÇÃO	11
MATERIAL E MÉTODOS	12
RESULTADOS E DISCUSSÃO	15

CONCLUSÕES	24
REFERÊNCIAS	25
CAPÍTULO II – Temperatura e substrato para germinação de sementes de <i>Amburana cearensis</i> (Arr. Cam.) A.C. Smith.....	30
RESUMO	31
ABSTRACT	32
INTRODUÇÃO	33
MATERIAL E MÉTODOS	34
RESULTADOS E DISCUSSÃO	36
CONCLUSÕES	43
REFERÊNCIAS	44
CAPÍTULO III – Produção de mudas de <i>Amburana cearensis</i> (Arr. Cam.) A.C. Smith	48
RESUMO	49
ABSTRACT	50
INTRODUÇÃO	51
MATERIAL E MÉTODOS	52
RESULTADOS E DISCUSSÃO	54

CONCLUSÕES	70
REFERÊNCIAS	71
CAPÍTULO IV – Adequação do protocolo para micropropagação <i>in vitro</i> de <i>Amburana cearensis</i> (Arr. Cam.) A.C. Smith.....	79
RESUMO	80
ABSTRACT	81
INTRODUÇÃO	82
MATERIAL E MÉTODOS	83
EXPERIMENTO I.....	83
EXPERIMENTO II	84
EXPERIMENTO III.....	84
RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	85
CONCLUSÕES.....	104
REFERÊNCIAS.....	105

LISTA DE FIGURAS

Capítulo I

- Figura 1.** Fenofases: senescência (A), brotamento (B), botão floral (C), antese (D) e frutificação (E) da *Amburana cearensis*, durante realização do experimento (2009-2014). 14
- Figura 2.** Intensidade de Fournier apresentada pela *Amburana cearensis* nas fenofases de brotamento e senescência, durante realização do experimento (2009-2014). 16
- Figura 3.** Intensidade de Fournier apresentada pela *Amburana cearensis* nas fenofases de botão floral, antese e fruto, durante realização do experimento (2009-2014). 21

Capítulo III

Figura 4.	Diâmetro do colo (mm) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes recipientes e períodos de avaliação.....	57
Figura 5.	Diâmetro do colo (mm) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes substratos e períodos de avaliação	58
Figura 6.	Altura (cm) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes recipientes e períodos de avaliação.....	59
Figura 7.	Altura (cm) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes substratos e períodos de avaliação	60
Figura 8.	Número de folhas de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes recipientes (recipientes plástico - A e tubete - B), substratos e períodos de avaliação	64
Figura 9.	Clorofila total em folhas de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes recipientes (recipientes plástico - A e tubete - B), substratos e períodos de avaliação	66
Figura 10.	Índice SPAD em folhas de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes recipientes (recipientes plástico - A e tubete - B), substratos e períodos de avaliação	68

Capítulo IV

Figura 11.	Germinação de sementes de <i>Amburana cearensis</i> em diferentes meios de cultura e doses de sacarose	86
Figura 12.	Índice de velocidade de germinação de sementes de <i>Amburana cearensis</i> em diferentes meios de cultura e doses de sacarose.....	88
Figura 13.	Comprimento de raiz principal de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> em diferentes meios de cultura e doses de sacarose	89
Figura 14.	Comprimento de parte aérea de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> em diferentes meios de cultura e doses de sacarose	90
Figura 15.	Massa seca de raízes de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> em diferentes meios de cultura e doses de sacarose	91
Figura 16.	Massa seca de parte aérea de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> em diferentes meios de cultura e doses de sacarose	92
Figura 17.	Porcentagem de brotos em explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP, ausência (A) ou presença (B) de ANA e diferentes explantes.....	93
Figura 18.	Número de brotos em explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP e ausência (A) ou presença (B) de ANA.....	95
Figura 19.	Número de brotos em explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP e diferentes explantes	96
Figura 20.	Número de folhas de explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP	97
Figura 21.	Número de folhas em explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP e ausência (A) ou	

	presença (B) de ANA	98
Figura 22.	Número de folhas por brotos em explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP, ausência (A) ou presença (B) de ANA e diferentes explantes.....	99
Figura 23.	Porcentagem de explantes enraizados de <i>Amburana cearensis</i> , inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de AIB	100
Figura 24.	Número de raízes por explantes enraizados de <i>Amburana cearensis</i> , inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de AIB	101
Figura 25.	Comprimento de raiz principal de explantes enraizados de <i>Amburana cearensis</i> , inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de AIB	102

LISTA DE TABELAS

Capítulo I

Tabela 1.	Correlação de Spearman (r_s) com suas respectivas probabilidades (p) entre precipitação pluvial e as fenofases vegetativas e reprodutivas de <i>Amburana cearensis</i> , Soledade-PB (2009-2014).....	17
------------------	---	----

Capítulo II

Tabela 2.	Germinação (%) de sementes de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes substratos e temperaturas	37
Tabela 3.	Primeira Contagem de Germinação (%) de sementes de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes substratos e temperaturas	38
Tabela 4.	Índice de Velocidade de Germinação de sementes de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes substratos e temperaturas	39
Tabela 5.	Comprimento de raiz principal (cm) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes substratos e temperaturas	40
Tabela 6.	Comprimento de parte aérea (cm) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes substratos e temperaturas	41
Tabela 7.	Massa seca de raízes (mg) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes substratos e temperaturas	41
Tabela 8.	Massa seca de parte aérea (mg) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> submetidas a diferentes substratos e temperaturas	42

Capítulo III

Tabela 9.	Emergência (E) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> acondicionadas em diferentes recipientes e substratos.....	55
Tabela 10.	Índice de Velocidade de Emergência (IVE) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> acondicionadas em diferentes recipientes e substratos	56
Tabela 11.	Diâmetro do colo (mm) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> acondicionadas em diferentes recipientes e substratos.....	59
Tabela 12.	Altura (cm) de plântulas de <i>Amburana cearensis</i> acondicionadas em diferentes recipientes e substratos	61

Fenologia e propagação de *Amburana cearensis* (Arr. Cam.) A.C.

Smith

RESUMO GERAL: As plantas estão sujeitas às variações externas e internas que podem ter influência na ecofisiologia vegetal. A precipitação, temperatura, o fotoperíodo, a intensidade de radiação solar, os hormônios e outros atuam nos processos de crescimento e desenvolvimento das plantas. A compreensão dos fatores que afetam a biologia das espécies é indispensável para plantios ou para condução de manejo florestal. Objetivou-se com esta pesquisa estudar a fenologia e a propagação de *Amburana cearensis*. A pesquisa foi conduzida na Fazenda açude, município de Soledade-PB e nos Laboratórios de Análise de Sementes e Cultura de Tecidos da Universidade Federal da Paraíba. Para a fenologia realizou-se a seleção de trinta indivíduos utilizando-se o método de amostragem de trilha, seguido de georreferenciamento. As observações ocorreram em intervalos quinzenais, registrando-se as fenofases: senescência, brotamento, botão floral, antese e fruto. Avaliaram-se também diferentes temperaturas e substratos para condução de testes de germinação e vigor de sementes. Para avaliar a emergência e o crescimento inicial das plântulas, foram utilizados os seguintes substratos: 1) Solo da área de coleta das sementes; 2) Basaplant®; 3) Vermiculita; 4) Húmus de minhoca; 5) Solo da área de coleta das sementes + Basaplant® (1:1); 6) Solo da área de coleta das sementes + vermiculita (1:1); 7) Solo da área de coleta das sementes + Húmus de minhoca (1:1). A semeadura foi realizada manualmente, utilizando-se duas sementes em cada recipiente plástico rígido de polietileno e em tubete. Na micropropagação avaliou-se a influência de diferentes meios de cultura, explantes e hormônios reguladores. De acordo com os resultados o brotamento se inicia mesmo em época seca, e se intensifica com as chuvas; a senescência é intensificada com a formação de frutos; o período reprodutivo (botão floral, antese e fruto) é longo. Para o teste de germinação de sementes de *Amburana cearensis* pode-se utilizar o substrato papel germitest® nas temperaturas constantes de 25 e 30 °C, e alternada 20-30 °C com resultados satisfatórios. De um modo geral, os substratos aplicados em mistura (solo + basaplant, solo + vermiculita e solo + húmus de minhoca) associados ao recipiente plástico proporcionam a emergência, o vigor e o crescimento das mudas de *A. cearensis*; as mudas de *A. cearensis* têm crescimento rápido até 30 dias. O meio B5 proporciona as melhores condições para a germinação e o

crescimento inicial de plântulas de *A. cearensis*; para germinação e crescimento inicial de plântulas de *A. cearensis* não se faz necessário a utilização de sacarose no meio de cultura; o explante nó cotiledonar de plântulas de *A. cearensis* demonstra melhor competência organogênica na etapa de multiplicação; a presença dos reguladores vegetais BAP e ANA tem pouca influência no crescimento das brotações em explantes de *A. cearensis*; as concentrações do regulador vegetal AIB favorecem a emissão de raízes de explantes de *A. cearensis*; a aclimação das mudas de *A. cearensis* nas condições utilizadas foi baixa.

PALAVRAS-CHAVE: Cumaru, Cultivo *in vitro*, Fenologia, Substrato, Temperatura, Semiárido

Phenology and propagation *Amburana cearensis* (Arr. Cam.) A.C.

Smith

GENERAL ABSTRACT: Plants are subject to external and internal variables that may affect the plant physiological ecology. The precipitation, temperature, photoperiod, intensity of solar radiation, hormones and others operate in the processes of growth and development of plants. Understanding the factors that affect the biology of the species is essential for plantations or forest management driving. The objective of this research was to study the phenology and the propagation of *Amburana cearensis*. The research was conducted at the farm dam, municipality of Soledade-PB and Seed Analysis Laboratory and Tissue Culture of the Federal University of Paraiba. For the phenology held the selection of thirty individuals using the track sampling, followed by georeferencing. The observations occurred at fortnightly intervals, recording phenophases: senescence, budding, flower bud, anthesis and fruit. Also evaluated were different temperatures and substrates for driving germination and vigor of seeds. To assess the emergence and early seedling growth, the following substrates were used: 1) Soil area of seed collection; 2) Basaplant®; 3) Vermiculite; 4) Humus earthworm; 5) Solo collecting area of the seeds + Basaplant® (1: 1); 6) Solo collecting area of the seeds + vermiculite (1: 1); 7) Solo collecting area of the seeds + earthworm humus (1: 1). Seeding was performed manually, using two seeds in each container rigid plastic and polyethylene core. In micropropagation evaluated the influence of different culture media, explants and regulating hormones. According to the results the budding starts even in the dry season, and intensifies with the rains; senescence is intensified with the formation of fruit; the reproductive period (flower bud, anthesis and fruit) is over. For *A. cearensis* seed germination test can be used paper substrate germitest® at constant temperatures of 25 and 30 °C, and alternating 20-30 °C with satisfactory results. In general, the substrates applied in mixture (soil + basaplant®, soil, vermiculite and soil + earthworm humus) associated with plastic provide the emergency, the vigor and growth of seedlings of *A. cearensis*; the seedlings of *A. cearensis* have rapid growth up to 30 days. The medium B5 provides the best conditions for germination and early seedling growth of *A. cearensis*; for germination and early growth of seedlings of *A. cearensis* not use of sucrose is required in the culture medium; the explant cotyledon node *A. cearensis* seedlings demonstrates better organogenic competence in the multiplication

step; the presence of plant growth regulators BAP and ANA has little influence on the growth of shoots in explants *A. cearensis*; the concentrations of the plant growth regulator AIB favored the emission of root explants *A. cearensis*; the acclimation of seedlings of *A. cearensis* the conditions used was low.

KEYWORDS: Cumaru, *In vitro* cultivation, Phenology, Substrate, Temperature, Semiarid

INTRODUÇÃO GERAL

O estudo e a conservação da diversidade biológica da Caatinga é um dos maiores desafios da ciência brasileira, por estar o bioma passando por um extenso processo de alteração e deterioração ambiental, provocados pelo uso insustentável dos recursos naturais. Tais mudanças estão levando à rápida perda de várias espécies, à eliminação de processos ecológicos chaves e à formação de extensos núcleos de desertificação em vários setores da região (LEAL et al., 2003).

As plantas estão sujeitas às variações ambientais locais que podem ter influência nos diversos padrões fenológicos. Fenologia é o seguimento da botânica que estuda as relações dos processos biológicos e periódicos, como floração, frutificação, etc., relacionando-os com o clima. Estudos fenológicos são de suma importância para gerar bioindicadores para os estudos de impactos climáticos, assim gerando um banco de dados que possibilitam utilizar tais informações para evitar extinções em massa, já que processos reprodutivos vegetais sustentam uma gama de organismos no meio-ambiente. Além disso, fornecem informações para a conservação de áreas degradadas (TALORA e MORELLATO, 2000).

Fournier (1975) sugere o número de 10 indivíduos por espécie como forma de amostragem e a ordem de aparição na vegetação estudada como critério de escolha. Neste sentido a precipitação, temperatura mínima, fotoperiodismo e a intensidade de radiação solar do ambiente estariam articuladas com a floração, frutificação, queda e brotamento de folhas.

As maiores preocupações dos estudos fenológicos, realizados por vários pesquisadores da área, estão relacionadas a fatores externos a funcionarem como um sinal para os fatores endógenos das plantas que acionam as fenofases. A sazonalidade, o periodismo e o sincronismo também têm sido uma constante preocupação dos estudos fenológicos (JANZEN, 1976). A predação por herbivoria, citada como provável agente de pressão evolutiva na ecologia de algumas espécies (HARPER, 1968), a polinização e a dispersão de propágulos pela fauna (MANTOVANI e MARTINS, 1988) são, também, importantes fatores correlacionados com a fenologia.

As informações fenológicas são valiosas do ponto de vista botânico, ecológico e silvicultural e necessárias para apoiarem outros estudos, como os de fisiologia de sementes e até os de revisão taxonômica, possibilitando melhor compreensão sobre a

biologia das espécies, indispensável para plantios ou para a condução de manejo florestal (ALENCAR, 1994).

Com base em estudos fenológicos de uma espécie, pode-se avaliar a disponibilidade de recursos fornecidos por ela ao longo do ano (MORELLATO, 1995). Esse conhecimento pode ser aplicado em várias áreas de atuação, possibilitando determinar estratégias de coleta de sementes e disponibilidade de frutos, o que influenciará a qualidade e a quantidade de sua dispersão (MARIOT et al., 2003).

Segundo Talora e Morellato (2000), no Brasil ainda são restritos os estudos fenológicos em comunidades florestais, principalmente, quando se considera que alguns tipos de vegetação ainda não foram objeto de estudos.

O estudo de métodos adequados em análises de sementes para as espécies florestais tem merecido atenção no meio científico, visando obter informações que expressem a qualidade fisiológica da semente, tanto para sua preservação, como para a utilização, com os mais variados interesses. É de extrema importância estudar assuntos básicos, como o melhoramento da qualidade das sementes, para fins de comercialização (ALCALAY e AMARAL, 1981).

Abreu (2002) enfatiza que as espécies florestais nativas são consideradas de grande importância ecológica e econômica, mas que apesar do aumento no desenvolvimento de técnicas nas últimas décadas, a maioria delas necessita de informações silviculturais, principalmente as relacionadas com as condições apropriadas para que as sementes germinem. Garcia (2003), afirma serem importantes os estudos básicos sobre o comportamento fisiológico de sementes florestais nativas, sendo considerados essenciais para o desenvolvimento de métodos adequados de utilização deste material.

Rêgo e Possamai (2003) enaltecem que os conhecimentos atuais sobre espécies florestais nativas, são ainda insuficientes para assegurar o sucesso de repovoamentos florestais com essas espécies, principalmente porque não se conhecem as exigências ecofisiológicas para a sua perpetuação. Silva e Higa (2006) afirmam que um dos fatores limitante ao uso de espécies nativas para os mais diversos fins é a falta de sementes de boa qualidade genética, sendo necessário estabelecer estratégias com maior conhecimento ecofisiológico e genético na produção de sementes, para garantir o atendimento da demanda crescente por sementes de maior qualidade.

A demanda de sementes de espécies florestais para produção de mudas cresce devido às compensações ambientais, realizadas nas propriedades rurais, com intuito de

cumprir as leis federais e estaduais impostas pelo mau uso das terras. Assim, as mudas provenientes de sementes de espécies florestais são, principalmente, utilizadas na preservação das espécies em extinção, em programas de reflorestamento na recuperação de áreas degradadas, entre outras atividades que necessitam deste insumo (VECHIATO e PARISI, 2013).

O extrativismo é um problema quando a coleta das sementes para fins comerciais é desordenada, contribuindo para a redução significativa das populações, pois impede a propagação natural da espécie, feita principalmente por sementes. Este é o principal fator relacionado ao processo de extinção da *amburana* (CARVALHO, 1994; HILTON-TAYLOR, 2000; IUCN, 2005; LEITE, 2005; MAIA, 2006; MMA, 2008).

A cultura de tecidos vegetais que pode ser utilizada para a conservação e multiplicação de espécies que apresentam dificuldades na reprodução, baixa taxa de germinação, além das espécies com interesse comercial e que são exploradas de forma irracional (SABÁ et al., 2002; CARVALHO et al., 2005; RAJESWARI e PALIWAL, 2006; ZHU et al., 2007). De maneira simplificada, pode-se dizer que este ramo da biotecnologia compreende um conjunto de técnicas em que pequenos fragmentos de tecido vivo, denominados explantes, são isolados de um organismo e cultivados assepticamente, em meio de cultura apropriado e incubado em condições ambientais controladas (AMARAL e SILVA, 2003; SANTANA et al., 2006).

A aplicação mais prática da cultura de tecidos, no que se refere ao potencial para a agricultura, é a micropropagação ou propagação *in vitro*. Essa técnica consiste na multiplicação e produção de novas plantas a partir de um único indivíduo e pode servir como estratégia para a conservação de espécies nativas ameaçadas e para estabelecer matrizes para a produção de sementes, bem como, para a produção de mudas em larga escala (ROUT, 2005; ROCHA et al., 2007; GUO e LIU, 2007; PRATHANTURARUG et al., 2007).

Diante do exposto objetivou-se com este trabalho estudar a fenologia e a propagação de *Amburana cearensis*.

REFERÊNCIAS

- ABREU, D.C.A. **Germinação e caracterização morfológica de *Allophylus edulis* (S. Hil.) Radlk. e *Drimys brasiliensis* Miers.** Curitiba, 2002. 91f. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais), Universidade Federal do Paraná.
- ALCALAY, N.; AMARAL, D.M.I. Determinação de métodos de análises de espécies florestais que não constam nas regras de análise de sementes. **Roessléria**, v.4, n.1, p. 75-83. 1981.
- ALENCAR, J.C. Fenologia de cinco espécies arbóreas tropicais de Sapotaceae correlacionada a variáveis climáticas na reserva Ducke, Manaus, AM. **Acta Amazônica**, v.24, n.3/4, p.161-181, 1994.
- AMARAL, C.L.F.; SILVA, A.B. Melhoramento Biotecnológico de Plantas Medicinais. **Biotecnologia Ciência e Desenvolvimento**, v.6, n.30, p.55–59, 2003.
- CARVALHO, J.F.P.; CARVALHO, C.R.; OTONI, W.C. Regeneração *in vitro* de Urucum (*Bixa orellana* L.) a partir de diferentes tipos de explantes. **Revista Árvore**, v.29, n.6, p. 887–895, 2005.
- CARVALHO, P.E.R. **Espécies florestais brasileiras: recomendações silviculturais, potencialidades e uso da madeira.** Brasília: EMBRAPA, 1994. 640p.
- FOURNIER, L.A.; CHARPANTIER, C. El tamaño de la muestra y la frecuencia de las observaciones en el estudio de las características fenológicas de las árboles tropicales. **Turrialba**, v.25, n.1, 1975.
- GARCIA, L.C. **Aspectos morfo-anatômicos e tolerância à dessecação de sementes de *Podocarpus lambertii* Klotz. e *Podocarpus sellowii* Klotz. (Podocarpaceae).** Curitiba, 2003. 81f. Tese (Doutorado em Ciências Florestais), Universidade Federal do Paraná.

GUO, B.; LIU, C.Z. *In vitro* propagation of na endangered medicinal plant *Saussurea involucrata* Kar. et Kir. **Plant Cell Reports**, v.26, p. 261-265, 2007.

HARPER, J.L. The regulation of numbers and mas in plant populations. In: LEWONTIN, R.C.E.D. **Population Biology and Evolution**. Syracuse University Press, 1968. p. 139-158.

HILTON-TAYLOR, C. (compiler) 2000. **IUCN Red List of Threatned Species**. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK. Disponível em: <www.biodiversitas.org.br/listasmg/iucn.pdf> Acesso em 20 de Agosto de 2011.

IUCN. 2005. Lista da flora ameaçada de extinção com ocorrência no Brasil. Disponível em: <www.biodiversitas.org.br/floraBr/iucn.pdf> Acesso em 25 de Agosto de 2011.

JANZEN, D.H. Seedling patterns of tropical trees.In: LINSON, P.B. TOMM; ZIMERMANN (eds). **Tropical trees as living systems**. Cambridge: Univ. Press, 1976. p.88-128.

LEAL, I.R.; TABARELLI, M.; SILVA, J.M.C. **Ecologia e conservação da caatinga**, Recife: Universitária da UFPE, 2003, 822p.

LEITE, E.J. State – of – knowledge on *Amburana cearensis* for genetic conservation in Brazil. **Journal for Nature Conservation**, v.13, p.49–65, 2005.

MAIA, G.N. **Caatinga: árvores e arbustos e suas utilidades**. 1ª ed. São Paulo: D e Z computação gráfica e editora, 2006.

MANTOVANI, W.; MARTINS, F.R. Variações fenológicas das espécies do cerrado da Reserva Biológica de Moji Guaçu, Estado de São Paulo. **Revista Brasileira de Botânica**, v.11, n.1/2, p.101-112, 1988.

MARIOT, A.; MANTOVANI, A.; REIS, M.S. Uso e conservação de *Piper cernuum* Vell (Piperaceae) na Mata Atlântica: I. Fenologia reprodutiva e dispersão de sementes. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.5, n.2, p.1-10, 2003.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE (MMA). BRASIL. **Instruções normativas.**

Disponível em:

<www.mma.gov.br/estruturas/ascom_boletins/_arquivos/83_19092008034949.pdf>.

Acesso em 09 de Novembro de 2008.

MORELLATO, L.P. As estações do ano na floresta. In: LEITÃO FILHO, H.F.; MORELLATO, L.P.C. (Orgs.). **Ecologia e preservação de uma floresta tropical urbana**: Reserva de Santa Genebra. Campinas: UNICAMP, 1995. p. 187-192.

PRATHANTURARUG, S.; SOONTHORNCHAREONNON, N.; CHUAKUL, W.; PHAIDEE, Y.; SARALAMP, P. An improved protocol for micropropagation of *Mallotus repandus*. **In vitro Cell Developmental Biology-Plant**, v.43, p.275-279, 2007.

RAJESWARI, V.; PALIWAL, K. *In vitro* of *Albizia odoratissima* L. F. (Benth.) from cotyledonary node and leaf nodal explants. **In vitro Cell Developmental Biology-Plant**, v.42, p.399-404, 2006.

RÊGO, G.M.; POSSAMAI, E. Jacarandá-da-Bahia (*Dalbergia nigra* Vellozo) Leguminosae – Papilionoideae: produção de mudas. **Comunicado Técnico**, Colombo, n.106, p.1-3, dezembro, 2003.

ROCHA, S.C.; QUORIM, M.; RIBAS, L.L.F.; KOEHLER, H.S. Micropropagação de *Cabralea canjerana*. **Revista Árvore**, v.31, n.1, p.43-50, 2007.

ROUT, G.R. Micropropagation of *Clitoria ternatea* Linn. (Fabaceae) – an important medicinal plant. **In vitro Cell Developmental Biology - Plant**, v.41, p.516-519, 2005.

SABÁ, R.T.; LAMEIRA, O.A.; LUZ, J.M.Q.; GOMES, A.P.R.; INNECCO, R. Micropropagação do jaborandi. **Horticultura Brasileira**, v.20, n.1, p.106-109, 2002.

SANTANA, J.R.F.; LIMA-BRITO, A.; BELLINTANI, M.C. Cultura de tecidos vegetais: micropropagação e conservação de germoplasma do Semiárido In: GIULIETTI, A. M.; QUEIROZ, L.P. (eds.). 2006. **Recursos Genéticos do Semi-Árido**

Nordestino. Recife: Associação de plantas do Nordeste. Vol. I. Instituto do Milênio do Semiárido, Associação Plantas do Nordeste, Ministério da Ciência e Tecnologia, Recife, 2006. p.125-136.

SILVA, L.D.; HIGA, A.R. Planejamento e implantação de pomares de sementes de espécies florestais nativas. In: HIGA, A.R.; SILVA, L.D. **Pomar de sementes de espécies florestais nativas**. Curitiba: FUPEF, 2006. p.13-39.

TALORA, C.D.; MORELLATO, L.P.C. Fenologia de espécies arbóreas em floresta de planície litorânea do sudeste do Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v.23, n.1, p.13-26. 2000.

VECHIATO, M.H.; PARISI, J.J.D. Importância da qualidade sanitária de sementes de florestais na produção de mudas. **Biológico**, v.75, n.1, p.27-32, 2013.

ZHU, M.L.; WANG, J.; YU, Y.; LIU, S.J.; WEI, Z.M. Efficient organogenesis and plantlet regeneration in the timber species *Cunninghamia lanceolata* (Lamb.) Hook. **In vitro Cell Developmental Biology-Plant**, v.43, p.449-455, 2007.

Capítulo I

Estudo Fenológico de *Amburana cearensis* (Arr. Cam.) A.C. Smith

Estudo Fenológico de *Amburana cearensis* (Arr. Cam.) A.C. Smith

RESUMO: As plantas estão sujeitas às variações ambientais locais que podem ter influência nos padrões fenológicos, portanto, vários padrões fenológicos podem ser esperados. Fenologia é o seguimento da botânica que estuda as relações dos processos biológicos e periódicos, como floração, frutificação, etc., os relacionando com o clima. Objetivou-se com este trabalho estudar as fenofases da *Amburana cearensis*. A pesquisa foi conduzida na Fazenda açude, município de Soledade-PB. Para a fenologia realizou-se a seleção de indivíduos utilizando-se o método de amostragem de trilha. Trinta indivíduos foram selecionados e georreferenciados. As observações ocorreram em intervalos quinzenais, registrando-se as fenofases: senescência, brotamento, botão floral, antese e fruto. A intensidade dos eventos fenológicos foi estimada para cada árvore seguindo-se os critérios de Fournier (1974). Durante a condução da pesquisa foram coletados, na EMATER (Empresa de Assistência Técnica e Extensão Rural) no município de Soledade-PB, dados diários referentes à precipitação pluvial. Os dados fenológicos de intensidade de cada fenofase (botão floral, antese, frutificação, brotamento e senescência,) foram correlacionados com a precipitação pluvial diária, através da correlação de Spearman (r_s) (ZAR, 1996). De acordo com os resultados o brotamento se inicia mesmo em época seca, e se intensifica com as chuvas; a senescência é intensificada com a formação de frutos; o período reprodutivo (botão floral, antese e fruto) é longo.

PALAVRAS-CHAVE: Cumaru, Caatinga, Fenofases

Phenological study *Amburana cearensis* (Arr. Cam.) A.C. Smith

ABSTRACT: Plants are subject to local environmental variations that may affect the phenology, so many phenological patterns can be expected. Phenology is the follow up of botany that studies the relationships of biological and periodic processes, such as flowering, fruiting, etc., relating to the climate. The objective of this work was to study the phenological phases of *Amburana cearensis*. The research was conducted at the farm dam, municipality of Soledade-PB. For the phenology held the selection of individuals using the track sampling. Thirty individuals were selected and geocoded. The observations occurred at fortnightly intervals, recording phenophases: senescence, budding, flower bud, anthesis and fruit. The intensity of phenology for each tree was estimated by following the criteria Fournier (1974). During the conduct of the research were collected in EMATER (Enterprise Technical Assistance and Rural Extension) in the municipality of Soledade-PB, daily data on rainfall. The phenological data intensity of each phenophase (flower bud, anthesis, fruit, budding and senescence) were correlated with daily rainfall through the Spearman correlation (r_s) (Zar, 1996). According to the results the budding starts even in the dry season, and intensifies with the rains; senescence is intensified with the formation of fruit; the reproductive period (flower bud, anthesis and fruit) is over.

KEYWORDS: Cumaru, Caatinga, phenophases

INTRODUÇÃO

Amburana cearensis A.C. Smith, Leguminosae-Papilionoideae (Fabaceae), conhecida popularmente no Brasil como cumaru, amburana, cerejeira, cumaru-do-Ceará, umburana, entre outras (LORENZI e MATOS, 2002). As cascas do caule possuem cheiro característico, pela presença de cumarina, o que facilita a identificação da espécie. No Brasil, ocorre do Nordeste até as regiões mais áridas de São Paulo (LEAL et al., 2005).

Fenologia é o seguimento da botânica que estuda as relações dos processos biológicos e periódicos, como floração, frutificação, etc., os relacionando com o clima. Na atualidade estudos fenológicos são de suma importância para gerar bio-indicadores para os estudos de impactos climáticos, assim gerando um banco de dados que possibilitam utilizar tais informações para evitar extinções em massa, já que processos reprodutivos vegetais sustentam uma gama de organismos no meio ambiente. Além disso, fornecem informações para a conservação de áreas degradadas (TALORA e MORELLATO, 2000).

Fournier (1975) sugere o número de 10 indivíduos por espécie como forma de amostragem e a ordem de aparição na vegetação estudada como critério de escolha. Neste sentido a precipitação, temperatura mínima, fotoperiodismo e a intensidade de radiação solar do ambiente estariam articuladas com a floração, frutificação, queda e brotamento de folhas.

As maiores preocupações dos estudos fenológicos realizados por vários pesquisadores da área, parecem ser a respeito dos fatores externos que funcionam como um sinal para os fatores endógenos das plantas que acionam as fenofases. A sazonalidade, o periodismo e o sincronismo também têm sido uma constante preocupação dos estudos fenológicos (JANZEN, 1976).

As informações fenológicas são valiosas do ponto de vista botânico, ecológico e silvicultural, e necessárias para apoiarem outros estudos, como os de fisiologia de sementes e até os de revisão taxonômica, possibilitando melhor compreensão sobre a biologia das espécies, indispensável para plantios ou para a condução de manejo florestal (ALENCAR, 1994).

Com estudos fenológicos de uma espécie, pode-se avaliar a disponibilidade de recursos fornecidos por ela ao longo do ano (MORELLATO, 1995). Esse conhecimento pode ser aplicado em várias áreas de atuação, possibilitando determinar estratégias de

coleta de sementes e disponibilidade de frutos, o que influenciará a qualidade e a quantidade da dispersão das sementes (MARIOT et al., 2003).

Com isso, objetivou-se estudar as fenofases da *Amburana cearensis*.

MATERIAL E MÉTODOS

A pesquisa foi conduzida na Fazenda Açude, município de Soledade-PB, na qual foram escolhidas e marcadas as plantas, considerando-se os seguintes critérios: a possibilidade de continuidade do trabalho ao longo do tempo; os critérios de cunho estratégico como a facilidade de fiscalização e conservação da área estudada; o acesso e a infra-estrutura existente para o apoio ao desenvolvimento dos trabalhos.

O município de Soledade localizado no Estado da Paraíba apresenta uma área de 560,06 km². Seu posicionamento encontra-se entre os paralelos 6095' e 7021' de latitude sul e entre os meridianos de 36022' e 36048' de longitude oeste. Está inserido no Agreste Paraibano, limitando-se ao norte com os municípios de São Vicente do Seridó e Olivedos; ao sul com Gurjão; ao leste com Pocinhos e Boa Vista; e a oeste com Juazeirinho. Localizado no Planalto da Borborema, sua altitude é de 521 m acima do nível do mar. Encontra-se inserido na Bacia do Rio Taperoá, sendo banhado pelo Rio Soledade que é temporário, permanecendo com o leito seco a maior parte do ano (CARVALHO, 2010).

De acordo com a classificação de Köppen o clima da área de estudo é considerado do tipo Bsh - Semiárido quente, com precipitação predominantemente, abaixo de 600 mm.ano⁻¹ (FRANCISCO, 2010), com chuvas de janeiro a abril, apresentando temperaturas médias anuais em torno de 24 °C, umidade relativa do ar em torno de 68%, ocorrendo precipitação média de 400 mm anuais, com déficit hídrico durante quase todo ano (OLIVEIRA JÚNIOR et al., 2009).

No município a vegetação é do tipo caatinga hiperxerófila e conforme PARAÍBA (2006) e a Reclassificação dos perfis realizada por Campos e Queiroz (2006) ocorrem basicamente quatro classes de solos, os Luvisolos Crômicos órticos típicos, o Planossolo Nátrico órtico típico, os Neossolos Quartzarênicos órtico típico e os Neossolos Litólicos Eutróficos.

Seleção e marcação das matrizes

Para seleção dos indivíduos, o método de amostragem utilizado foi o de trilha que são caminhos pré-existentes demarcados sem uma sistemática definida, alcançando normalmente distâncias maiores que as transecções. Os indivíduos foram amostrados ao longo de toda a trilha, a distâncias e intervalos ao acaso. Trinta matrizes foram selecionadas utilizando-se como critérios de inclusão a circunferência mínima à altura de 1,5 m de 20 cm e boa visibilidade da copa. As árvores foram marcadas com placas de EVA e fita de CETIM para sua melhor identificação e georreferenciadas.

Percentual de intensidade de Fournier

Neste método, proposto por Fournier (1974), os valores foram obtidos em campo através de uma escala intervalar semiquantitativa de cinco categorias (0 a 4) e intervalo de 25% entre cada categoria, permitindo-se estimar a porcentagem de intensidade da fenofase em cada indivíduo. A cada 15 dias, fez-se a soma dos valores de intensidade obtidos para todos os indivíduos da espécie e dividiu-se pelo valor máximo possível (número de indivíduos multiplicado por quatro). O valor obtido, correspondente a uma determinada proporção, foi então multiplicado por 100, para transformá-lo em um valor percentual.

As observações foram em intervalos quinzenais, registrando-se a presença das fenofases senescência (Figura 1. A), brotamento (Figura 1. B), floração – botão floral (Figura 1. C), antese (Figura 1. D) e frutificação - frutos imaturos e maduros (Figura 1. E). A intensidade dos eventos fenológicos foi estimada para cada árvore seguindo-se os critérios de Fournier (1974).

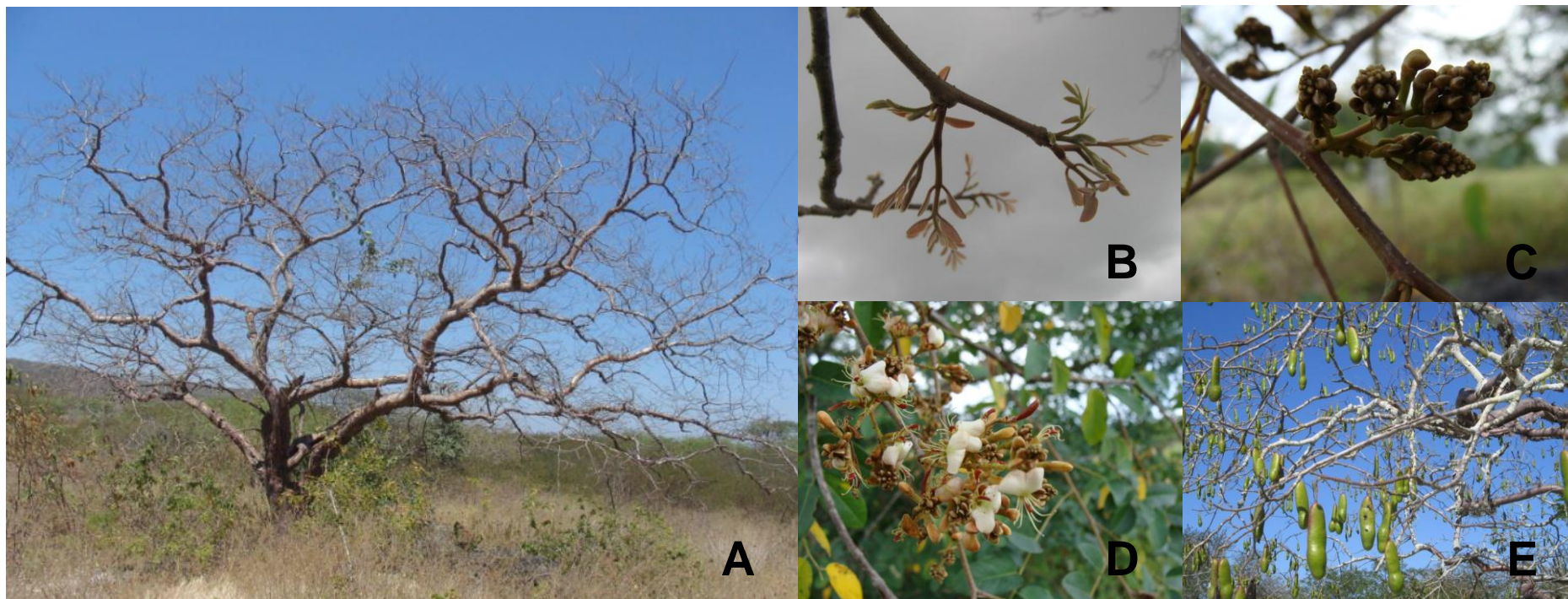


Figura 1. Fenofases: senescência (A), brotamento (B), botão floral (C), antese (D) e frutificação (E) da *Amburana cearensis*, durante realização do experimento (2009-2014)

Os brotamentos foram determinados através da presença de primórdios foliares, geralmente de coloração avermelhados ou verde claro. A queda de folhas foi baseada na presença de ramos nus e folhas caídas no chão. Os botões florais se iniciaram quando na região apical dos ramos, apareceram gemas reprodutivas e terminaram quando as flores iniciaram a abertura. A antese se iniciou com a abertura dos botões florais e permaneceu até a queda das pétalas, e a fenofase de frutificação, abrangeu desde a formação visível dos frutos até a sua queda, Leal et al. (2007).

Durante a condução da pesquisa foram coletados, na EMATER (Empresa de Assistência Técnica e Extensão Rural) no município de Soledade, Paraíba, dados diários referentes à precipitação pluvial.

Os dados fenológicos de intensidade de cada fenofase (botão floral, floração, frutificação, brotamento e senescência) foram correlacionados com a precipitação pluvial diária, através da correlação de Spearman (r_s) (ZAR, 1996).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

A alta intensidade de brotamento da *A. cearensis* ocorre entre os meses de dezembro e abril, podendo antecipar ou prolongar. A fenofase brotamento tem longa duração, permanecendo por muitos dias. Os picos de brotamento ocorrem em março/2010 (430 DJ) com 99%, março/2011 (791 DJ) com 96%, fevereiro/2012 (1149 DJ) com 100%, janeiro/2013 (1465 DJ) com 97% e janeiro/2014 (1818 DJ) com 100% (Figura 2).

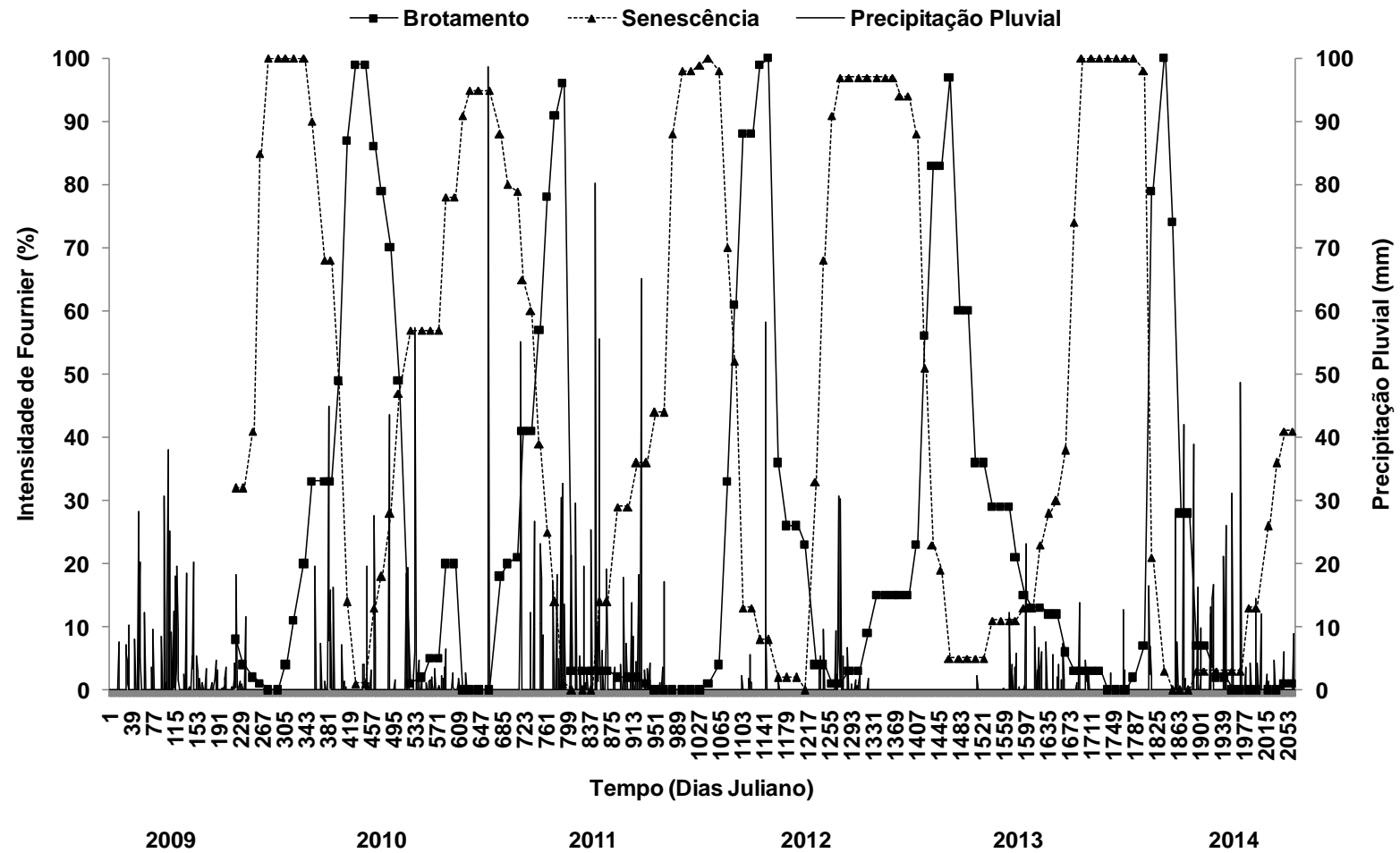


Figura 2. Intensidade de Fournier observada em *Amburana cearensis* nas fenofases de brotamento e senescência, durante realização do experimento (2009-2014)

Em *A. cearensis*, os brotos foliares recém surgidos são de coloração vermelho claro, tornando-se verde claro e na fase de folha madura são de cor verde escuro; surgem na época seca, principalmente no seu período final e se intensificam com a ocorrência e/ou aumento das chuvas. Neste trabalho, o início do brotamento ocorreu geralmente entre os meses de novembro a dezembro (Figura 2).

O brotamento se correlacionou positivamente, com a precipitação pluvial nos anos 2009, 2011 e 2014, ($r_s = 0,35$; $p < 0,32$), ($r_s = 0,38$; $p < 0,07$), ($r_s = 0,16$; $p < 0,56$), respectivamente (Tabela 1). Porém, na maioria dos casos foi baixa e não significativa. A correlação ao contrário foi negativa entre a fenofase e pluviosidade nos anos 2010, 2012 e 2013, ($r_s = -0,04$; $p < 0,84$), ($r_s = -0,15$; $p < 0,48$), ($r_s = -0,07$; $p < 0,74$), mas também com correlação muito baixa e não significativa.

Tabela 1. Correlação de Spearman (r_s) com suas respectivas probabilidades (p) entre precipitação pluvial e as fenofases vegetativas e reprodutivas de *Amburana cearensis*, Soledade-PB (2009-2014)

Anos	Fenofases									
	Brotamento		Senescência		Botão floral		Antese		Fruto	
	r_s	P	r_s	P	r_s	P	r_s	p	r_s	p
2009	0,35	0,32	-0,76	<0,02	0,63	<0,05	0,60	0,07	-0,36	0,31
2010	-0,04	0,84	-0,12	0,58	0,16	0,44	0,28	0,19	-0,02	0,93
2011	0,38	0,07	-0,76	<0,01	0,43	<0,04	0,21	0,32	0,33	0,11
2012	-0,15	0,48	0,23	0,28	-0,01	0,95	0,15	0,48	0,24	0,25
2013	-0,07	0,74	0,13	0,56	0,23	0,28	0,18	0,40	-0,24	0,26
2014	0,16	0,56	-0,30	0,25	-	-	-	-	0,11	0,69

Fonte: EMATER, Soledade-PB

Diversos e complexos são os fatores que controlam o comportamento fenológico de espécies vegetais. A ocorrência dos eventos fenológicos em ambientes sujeitos a uma forte estacionalidade de precipitação é determinada, principalmente, por esse fator de sazonalidade (BULHÃO e FIGUEIREDO, 2002). Entretanto, em outros estudos tem

sido verificado que a ocorrência dos eventos fenológicos, em algumas espécies, não é determinada primariamente pela chuva e sim pela disponibilidade hídrica para a planta (BORCHERT e RIVERA, 2001).

Isso indica que o padrão de reposição foliar é mais complexo que uma simples resposta à disponibilidade hídrica e leva à recomendação de mais estudos sobre o assunto, se possível impondo variações experimentais nessa disponibilidade. Variabilidade de padrões tem sido relatada para outras vegetações caducifólias no mundo (BORCHERT et al., 2004).

A intensidade de senescência das folhas é mais visível entre os meses de maio a dezembro. As plantas permanecem sem folhas por um período de até três meses, enquanto, que totalmente coberta com folhas passam apenas um mês e meio (Figura 2).

A perda total das folhas durante o período mais seco do ano pode estar relacionada com déficit hídrico, ocasionando a diminuição das trocas gasosas incluindo a de água, entre as folhas e o ambiente. Muitas árvores de climas com secas sazonais perdem completamente as folhas e, em consequência do alívio de estresse hídrico, brotam ainda durante a estação seca. Por outro lado, em outras espécies tropicais, a reidratação das árvores, que acontece após a queda das folhas, não induz o brotamento, permanecendo dormentes durante certo período (SANTOS e TAKAKI, 2005).

Para Silva (2009), quando as plantas não têm água suficiente no solo para mantê-las em plena atividade metabólica, desencadeia nelas a perda das folhas, diminuindo a área de transpiração (perda d'água) e a planta mantém-se viva em estado de estivação (baixa atividade metabólica e queda total das folhas que perdura até a estação chuvosa seguinte).

A fenofase de senescência das folhas em cumaru acontece, praticamente, durante todo o ano, mesmo que em baixa intensidade, atuando por muitos dias. Os picos de senescência ocorrem em outubro/2009 (277 DJ) com 100%, setembro/2010 (629 DJ) com 95%, novembro/2011 (1045 DJ) com 100%, junho/2012 (1274 DJ) com 97% e setembro/2013 (1696 DJ) e janeiro/2014 (1818 DJ) com 100% (Figura 2). A similaridade do pico da mesma está diretamente ligada ao déficit hídrico.

As plantas de *A. cearensis* com senescência completa têm uma aparência cinzenta, característica das matas de Caatinga, a qual pode ser confundida com outras plantas ocorrentes no local, porém, existem características facilmente distinguíveis, como, desprendimento do súber.

A senescência (Tabela 1) correlacionou-se negativamente com a precipitação em 2009, 2010, 2011 e 2014 ($r_s = -0,76$; $p = 0,02$), ($r_s = -0,12$; $p = 0,58$), ($r_s = -0,76$; $p = 0,01$), ($r_s = -0,30$; $p = 0,25$), respectivamente, mas foi significativa apenas nos anos de 2009 e 2011. De acordo com os resultados da Tabela 1, ocorreu correlação positiva da senescência com a precipitação em 2012 e 2013 ($r_s = 0,23$; $p = 0,28$) e ($r_s = 0,13$; $p = 0,56$), respectivamente (Tabela 1).

A queda de folhas, geralmente, ocorre na época de menor disponibilidade de água na planta e, após a reidratação, seguem as fenofases floração e brotamento (SCHONGART et al., 2002). A queda de folhas depende não só das chuvas, mas também da reserva hídrica no solo, que pode prolongar a disponibilidade para as plantas por diferentes períodos, em distintos microssítios, criando uma variabilidade maior na comunidade (JOLLY e RUNNING, 2004).

Além disso, é provável que durante a estação seca ocorra um desvio de recursos da fase vegetativa para a fase reprodutiva, uma vez que a espécie investe na produção de flores e na formação dos frutos durante o período de intensa senescência foliar (FOSTER, 1990).

A fenofase de botão floral ocorre normalmente no mês de abril, porém, nos dois últimos anos do estudo aconteceu em junho/2013, sem ocorrência em 2014 (Figura 3). Grande variabilidade nos padrões de floração das espécies da caatinga tem sido relatada por todos os autores que trataram do tema. Algumas espécies não florescem por dois (MACHADO et al., 1997) ou três anos (PEREIRA et al., 1989), enquanto outras o fazem por mais de uma vez no mesmo ano. Lima (2011), estudando a fenologia de *Poincianella pyramidalis* (Tul.) L. P. Queiroz no município de Soledade-PB, encontrou um padrão de florescimento que pode ser considerado regular, pois a floração ocorre sempre que há pulsos consecutivos de precipitação e, anual e/ou duas vezes em cada ano.

Para a fenofase botão floral (Tabela 1) constata-se que ocorreu correlação positiva com a precipitação nos anos de 2009 ($r_s = 0,63$; $p = 0,05$), 2010 ($r_s = 0,16$; $p = 0,44$), 2011 ($r_s = 0,43$; $p = 0,04$) e 2013 ($r_s = 0,23$; $p < 0,28$).

A fenofase de botão floral tem uma duração de até quatro meses e os picos de botão floral ocorreram em maio/2010 (505 DJ) com 67%, maio/2012 (1232 DJ) com 30% e julho/2013 (1638 DJ) (Figura 3). Os botões florais são dispostos em inflorescências que surgem de gemas reprodutivas localizadas entre as bifurcações de galhos.

A fenofase de antese tem uma duração de até três meses. Os picos de antese ocorrem em junho/2010 (525 DJ) com 61%, maio/2012 (1246 DJ) com 30% e agosto/2013 (1667 DJ) com 18% (Figura 3). Na antese as flores de *A. cearensis* exalam um aroma agradável que serve para atração dos insetos polinizadores.

A fenofase de antese ocorre normalmente no mês de maio. Entretanto, nos dois últimos anos do estudo não ocorreu em maio, e sim em julho/2013 e não ocorrendo em 2014 (Figura 3). Amorim et al. (2009), estudando a espécie *A. cearensis* em Serra Talhada-PE, também constataram ausência de floração em um dos anos estudados.

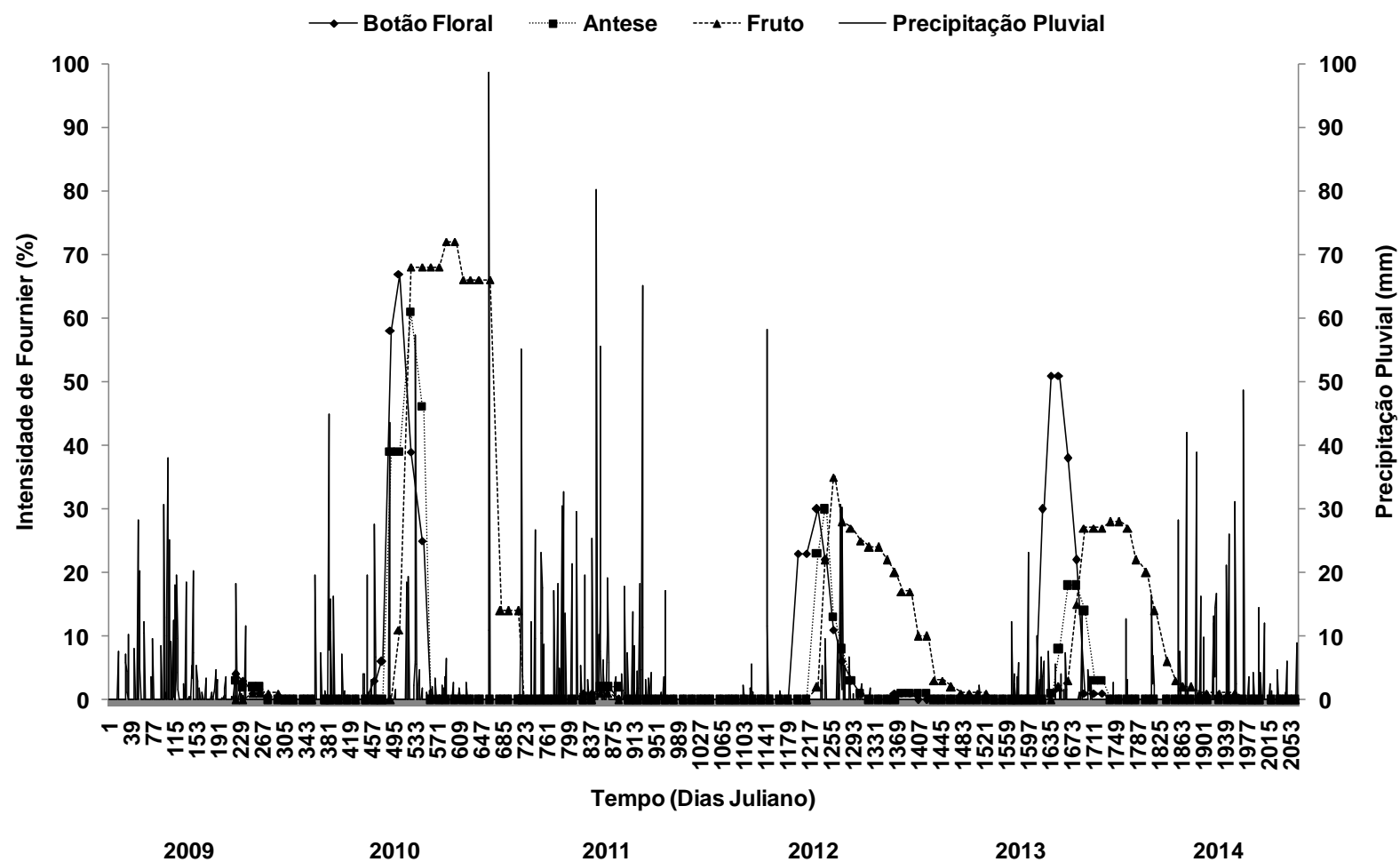


Figura 3. Intensidade de Fournier apresentada pela *Amburana cearensis* nas fenofases de botão floral, antese e fruto, durante realização do experimento (2009-2014)

A antese (Tabela 1) correlacionou-se positivamente com a precipitação nos anos de estudo 2009, 2010, 2011, 2012 e 2013 ($r_s = -0,60$; $p = 0,07$), ($r_s = 0,28$; $p = 0,19$), ($r_s = 0,21$; $p = 0,32$), ($r_s = 0,15$; $p = 0,48$), ($r_s = 0,18$; $p = 0,40$), respectivamente. Todavia, essa correlação não foi significativa em nenhum dos anos. Vale ressaltar que com os dados coletados das fenofases botão floral e antese no ano de 2014 não foi possível se obter correlações.

A análise dos padrões de floração em relação às chuvas, em alguns trabalhos, não revelou correspondência nítida, indicando que, possivelmente, há interação com outros fatores, formando respostas complexas. Um primeiro grupo de fatores poderia ser os que relacionam chuva com disponibilidade hídrica para as plantas (JOLLY e RUNNING, 2004). Topografia, profundidade de solo e posição de lençol freático podem prolongar mais ou menos a disponibilidade hídrica após as chuvas (BORCHERT et al., 2004).

A fenofase de frutos se inicia, geralmente, no mês de maio, podendo atrasar, devido a algum fator, como, por exemplo, a precipitação que é um fator climático que exerce forte influência nas espécies da Caatinga. Os picos de formação de frutos ocorrem em agosto/2010 (587 DJ) com 72%, junho/2012 (1260 DJ) com 35% e outubro/2013 (1742 DJ) com 28% (Figura 3).

Os frutos de *A. cearensis* podem permanecer nas plantas por um período de quase um ano, no entanto, com baixíssima intensidade, pois grande parte dos frutos formados se dispersa, naturalmente, normalmente pelos ventos, o que caracteriza uma dispersão anemocórica.

Na tabela 1, observa-se que a formação de frutos correlacionou-se positivamente com a precipitação pluvial nos anos 2011, 2012 e 2014, ($r_s = 0,33$; $p < 0,11$), ($r_s = 0,24$; $p < 0,25$), ($r_s = 0,11$; $p < 0,69$), respectivamente. Entretanto, correlação não significativa. Esta fenofase apresentou correlação negativa com a precipitação nos anos 2009, 2010 e 2013, ($r_s = -0,36$; $p < 0,31$), ($r_s = -0,02$; $p < 0,93$), ($r_s = -0,24$; $p < 0,26$). Porém, correlação muito baixa e não significativa.

Além dos fatores ligados às reservas hídricas, temperatura, luz e umidade do ar têm sido apontados também como fatores que influenciam os fenômenos fenológicos, isoladamente ou interagindo entre si (VAN SCHAIK et al., 1993; BORCHERT et al., 2004).

Os frutos de *A. cearensis* em época seca com escassez de alimento são consumidos por pequenos insetos predadores como formigas e por pequenos animais como caprinos e ovinos. Tal fato deve prejudicar a regeneração natural da espécie. Em outros trabalhos já foram relatados o consumo de frutos secos, sementes, folhas e resina de caules, por vários grupos de animais (BUCHEN, 1982; LEAL et al., 2007; MOURA, 2007).

Convém ressaltar que apesar dos indivíduos florescerem nos anos de 2009 e 2011 não formaram frutos, devido ao aborto (Figura 3). Ausências de floração e de frutificação, em uma proporção grande das espécies e das plantas, têm sido observadas em outros locais de caatinga (MACHADO et al., 1997) e mesmo em outras regiões mais úmidas (MANTOVANI et al., 2003; ANDREIS et al., 2005).

CONCLUSÕES

O brotamento se inicia mesmo em época seca, e se intensifica com as chuvas;

A senescência é intensificada com a formação de frutos;

O período reprodutivo (botão floral, antese e fruto) é longo.

REFERÊNCIAS

- ALENCAR, J.C. Fenologia de cinco espécies arbóreas tropicais de Sapotaceae correlacionada a variáveis climáticas na reserva Ducke, Manaus, AM. **Acta Amazônica**, v.24, n.3/4, p.161-181, 1994.
- AMORIM, I.L.; SAMPAIO, E.V.S.B.; ARAÚJO, E.L. Fenologia de espécies lenhosas da caatinga do seridó, RN. **Revista Árvore**, v.33, n.3, p.491-499, 2009.
- ANDREIS, C.; LONGHI, S.J.; BRUN, E.J.; WOJCIECHOWSKI, MACHADO, A.A.; VACCARO, S.; CASSAL, C.Z. Estudo fenológico em três fases sucessionais de uma floresta estacional decídual no município de Santa Tereza, RS, Brasil. **Revista Árvore**, v.29, n.1, p.55-63, 2005.
- BORCHERT, R.; MEYER, S.A.; FELGER, R.S.; PORTER-BOLLAND, L. Environmental control of flowering periodicity in Costa Rican and Mexican tropical dry forests. **Global Ecology and Biogeography**, v.13, n.5, p.409-425, 2004.
- BORCHERT, R.; RIVERA, G. Photoperiodic control of seasonal development and dormancy in tropical stem-succulent trees. **Tree Physiology**, v.21, n.4, p.213-221, 2001.
- BUCHER, E. H. Colonial breeding of the eared dove (*Zenaida auriculata*) in Northeast Brazil. **Biotropica**, v.14, n.4, p.255-261, 1982.
- BULHÃO, C. F.; FIGUEIREDO, P. S. Fenologia de leguminosas arbóreas em uma área de cerrado marginal no nordeste do Maranhão. **Revista Brasileira de Botânica**, v.25, p.361-369, 2002.
- CAMPOS, M.C.C.; QUEIROZ, S.B. Reclassificação dos perfis descritos no Levantamento Exploratório - Reconhecimento de solos do estado da Paraíba. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, v.6 n.1, 2006.

CARVALHO, A.P. **Estudo da degradação ambiental na bacia do açude Soledade-PB**. Tese (Doutorado em Engenharia Agrícola) Universidade Federal de Campina Grande, 2010. 232f.

FOSTER, R.B. Ciclo estacional de caída de frutos en la isla de Barro Colorado. In: LEIGHT, E.G.; RAND, A.S.; WINDSOR, D.M. (Eds). **Ecologia de um bosque tropical: ciclos estacionales y cambios a largo prazo**. Balboa: Smithsonian Institution, 1990. p.219-241.

FOURNIER, L.A. Un método cuantitativo para la medición de características fenológicas em árboles. **Turrialba**, v.24, n.4, 1974.

FOURNIER, L.A.; CHARPANTIER, C. El tamaño de la muestra y la frecuencia de las observaciones en el estudio de las características fenológicas de las árboles tropicales. **Turrialba**, v.25, n.1, 1975.

FRANCISCO, P.R.M. **Classificação e mapeamento das terras para mecanização do Estado da Paraíba utilizando sistemas de informações geográficas**. 122f. Dissertação (Mestrado em Manejo de Solo e Água). Centro de Ciências Agrárias. Universidade Federal da Paraíba, Areia, 2010.

JANZEN, D.H. Seedling patterns of tropical trees. In: LINSON, P.B. TOMM; ZIMERMANN (eds). **Tropical trees as living systems**. Cambridge: Univ. Press, 1976. p.88-128.

JOLLY, W.M.; RUNNING, S.W. Effects of precipitation and soil water potential on drought deciduous phenology in the Kalahari. **Global Change Biology**, v.10, n.3, p.303-308, 2004.

LEAL, I.R.; WIRTH, R.; TABARELLI, M. Seed dispersal by ants in the semi-arid caatinga of North-east Brazil. **Annals of Botany**, v.99, n.5, p.885-894, 2007.

LEAL, I.R.; PERINI, M.A.; CASTRO, C.C. **Estudo Fenológico de Espécies de Euphorbiaceae em uma Área de Caatinga**. Anais do VIII Congresso de Ecologia do Brasil, Caxambu – MG, 2007.

LEAL, L.K.A. M.; NOBRE JÚNIOR, G.M.A.; MORAES, M.O.; PESSOA, C.; OLIVEIRA, R.A.; SILVEIRA, G.R.; CANUTO, K.M.; VIANA, G.S.B. Amburoside A, a glucoside from *Amburana cearensis*, protects mesencephalic cells against 6-hydroxydopamine-induced neurotoxicity. **Neuroscience Letters**, v.388, n.2, p.86-90, 2005.

LIMA, C.R. **Avaliações Ecofisiológicas em Sementes de *Caesalpinia pyramidalis* Tul.** 107f. Dissertação (Mestrado em Agronomia). Centro de Ciências Agrárias. Universidade Federal da Paraíba, Areia, 2011.

LORENZI, H.; MATOS, F.J.A. **Plantas medicinais no Brasil nativas e exóticas**. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2002.

MACHADO, I.C.; BARROS, L.M.; SAMPAIO, E.V.S.B. Phenology of caatinga species at Serra Talhada – PE, Northeastern Brazil. **Biotropica**, v.29, n.1, p.57-68, 1997.

MANTOVANI, M.; RUSCHEL, A.R.; REIS, M.S.; PUCHALSKI, A.; NODARI, R.O. Fenologia reprodutiva de espécies arbóreas em uma formação secundária da floresta Atlântica. **Revista Árvore**, v.27, n.4, p.451-458, 2003.

MARIOT, A.; MANTOVANI, A.; REIS, M.S. Uso e conservação de *Piper cernuum* Vell (Piperaceae) na Mata Atlântica: I. Fenologia reprodutiva e dispersão de sementes. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v.5, n.2, p.1-10, 2003.

MORELLATO, L.P. As estações do ano na floresta. In: LEITÃO FILHO, H.F.; MORELLATO, L.P.C. (Orgs.). **Ecologia e preservação de uma floresta tropical urbana**: Reserva de Santa Genebra. Campinas: UNICAMP, 1995. p. 187-192.

MOURA, A.C.A. Primate group size and abundance in the caatinga dry forest. **Internacional Journal of Primatology**, v.28, n.6, p.1279-1297, 2007.

OLIVEIRA JÚNIOR, S.; BARREIRO NETO, M.; RAMOS, J.P.F.; LEITE, M.L.M.V.; BRITO, E.A.; NASCIMENTO, J.P. Crescimento vegetativo da palma forrageira (*Opuntia ficus-indica*) em função do espaçamento no Semiárido Paraibano. **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, v.3, p.7-12, 2009.

PARAÍBA. Secretaria de Estado da Ciência e Tecnologia e do Meio Ambiente. Agência Executiva de Gestão de Águas do Estado da Paraíba, AESA. **PERH-PB: Plano Estadual de Recursos Hídricos: Resumo Executivo & Atlas**. Brasília, DF, 2006. 112p.

PEREIRA, R.M.A; ARAUJO FILHO, J.A.; LIMA, R.V.; LIMA, A.O.N.; ARAUJO, Z.B. Estudos fenológicos de algumas espécies lenhosas e herbáceas da caatinga. **Ciência Agronômica**, v.20, n.1, p.11-20, 1989.

SANTOS, D.L.; TAKAKI, M. Fenologia de *Cedrela fissilis* Vell. (Meliaceae) na região rural de Itirapina, SP, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v.19, n.4, p.625-632, 2005.

SCHONGART, J.; PIEDADE, M.T.F.; LUDWIGSHAUSEN, S.; HORNA, V.; WORBES, M. Phenology and stem-growth periodicity of tree species in Amazonian floodplain forests. **Journal of Tropical Ecology**, v.18, pp.581-597. 2002.

SILVA, E.E. **Fitossociologia, regeneração e qualidade de sementes em áreas de caatinga**. 2009. 237f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Federal da Paraíba, Areia.

TALORA, C.D.; MORELLATO, L.P.C. Fenologia de espécies arbóreas em floresta de planície litorânea do sudeste do Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v.23, n.1, p.13-26. 2000.

VAN SCHAIK, C.P.; TERBORGH, J.W.; WRIGHT, J. The phenology of tropical forests: adaptative significance and consequence of consumers. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v.24, n.1, p.353-377, 1993.

ZAR, J.H. **Biostatistical analysis**. Prentice-Hall, New Jersey. 662p. 1996.

Capítulo II

**Temperatura e substrato para germinação de sementes de *Amburana*
cearensis (Arr. Cam.) A.C. Smith**

Temperatura e substrato para germinação de sementes de *Amburana cearensis* (Arr. Cam.) A.C. Smith

RESUMO: *Amburana cearensis*, popularmente conhecida por cumaru é uma Fabaceae com propriedades medicinais e qualidades madeireiras, sendo explorada até a exaustão nos locais de ocorrência. O trabalho foi conduzido na Universidade Federal da Paraíba/CCA/Areia-PB, com o objetivo de estudar diferentes temperaturas e substratos mais adequados para a avaliação da germinação e vigor de sementes de *A. cearensis*. Os substratos utilizados foram: areia, vermiculita, basaplant® e rolo em papel germitest® combinados com as temperaturas constantes 25, 30, 35 °C e alternada 20-30 °C. As variáveis analisadas foram: teor de água, germinação, primeira contagem de germinação, índice de velocidade de germinação, comprimento de raiz principal e parte aérea, massa seca de raízes e parte aérea. Para o teste de germinação de sementes de *A. cearensis* pode-se utilizar o substrato papel germitest® nas temperaturas constantes de 25 e 30 °C, e alternada 20-30 °C com resultados satisfatórios; o substrato Basaplant® é prejudicial à germinação de sementes de *A. cearensis*.

PALAVRAS-CHAVE: Cumaru, Ecofisiologia, Planta medicinal

Temperature and substrate for germination of *Amburana cearensis*

(Arr. Cam.) A.C. Smith

ABSTRACT: *Amburana cearensis*, popularly known as cumaru is a Fabaceae with medicinal properties and timber qualities, being exploited to exhaustion in places of occurrence. The work was conducted at the Federal University of Paraiba / CCA / Areia-PB, with the aim of studying different temperatures and more suitable substrates for evaluating the germination and vigor of *A. cearensis* seeds. The substrates used were sand, vermiculite, basaplant® and roll paper germitest® combined with constant temperatures 25, 30, 35 °C and 20-30 °C alternating. The variables analyzed were: water content, germination, first germination count, germination velocity index (GSI), length of the root and of the aerial portion, dry weight of roots and shoots. For *A. cearensis* seed germination test can be used paper substrate germitest® at constant temperatures of 25 and 30 °C, and alternating 20-30 °C with satisfactory results; the Basaplant® substrate is harmful to germination *A. cearensis* seeds.

KEYWORDS: Cumaru, Ecophysiology, Medicinal plant

INTRODUÇÃO

O cumaru (*Amburana cearensis* A.C. Smith) é uma Fabaceae popularmente conhecida por suas qualidades madeireiras e suas aplicações na medicina popular (LORENZI, 2002). Devido à qualidade de sua madeira, tem sido explorada até a exaustão nos locais de ocorrência, sendo listada como espécie ameaçada de extinção (IBAMA, 2008).

As condições ideais de germinação das sementes de muitas espécies ainda não são bem conhecidas. O teste de germinação utilizado em laboratório para avaliar a qualidade da semente deve, portanto, ser realizado sob condições ideais para cada espécie, como temperatura e substrato, pois, de acordo com Andrade et al. (2006), estes são dois fatores importantes que afetam o desempenho germinativo.

A germinação das sementes pode ser afetada por condições intrínsecas e extrínsecas, destacando-se neste processo os fatores substrato, luz, dormência e temperatura (CARVALHO e NAKAGAWA, 2012).

Para as sementes de diferentes espécies há faixas distintas de temperatura para germinação, as quais caracterizam sua distribuição geográfica (RAMOS e VARELA, 2003). A temperatura ótima é aquela em que o processo ocorre em maior intensidade e velocidade (HORIBE e CARDOSO, 2001). Para a germinação das sementes da maioria das espécies, a temperatura ótima está entre 20 a 30 °C e a máxima entre 35 e 40 °C (MARCOS FILHO, 2005).

Outro fator externo que influencia tanto a germinação das sementes quanto o crescimento das plântulas é o substrato (TONIN e PEREZ, 2006), uma vez que as propriedades físicas do substrato têm grande importância no processo germinativo das sementes. Na escolha do material para o substrato devem ser levados em consideração o tamanho das sementes, sua exigência com relação à umidade, sensibilidade ou não à luz e, ainda, a facilidade que este oferece para o crescimento das plântulas (BRASIL, 2009).

Estudando a germinação de sementes de pau de jangada (*Apeiba tibourbou* Aubl.), Pacheco et al. (2007) observaram que as temperaturas constantes de 30 e 35 °C e os substratos areia e pó de coco foram os mais adequados para a análise segura da qualidade fisiológica das sementes desta espécie. Avaliando substratos e temperaturas para germinação de diásporos de *Schinopsis brasiliensis*, Santos et al. (2014) constataram que a melhor combinação foi o substrato vermiculita na temperatura alternada 20-30 °C.

Com base no exposto, objetivou-se com este trabalho estudar diferentes temperaturas e substratos mais adequados para a avaliação da germinação de sementes e vigor de *Amburana cearensis*.

MATERIAL E MÉTODOS

Condução do trabalho

O trabalho foi conduzido no Laboratório de Análise de Sementes, pertencente ao Departamento de Fitotecnia e Ciências Ambientais, do Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal da Paraíba, localizado no município de Areia-PB.

Coleta das sementes e beneficiamento

Os frutos foram coletados de dez matrizes no município de Soledade-PB. Após a coleta, foram beneficiados (removidas às impurezas), separadas as sementes sadias e homogeneizadas.

Temperaturas e substratos utilizados

As temperaturas de 25, 30, 35 °C (constantes) e 20-30 °C (alternada) testadas foram as combinadas com os substratos: areia, vermiculita, basaplant® e rolo em papel germitest®. Utilizou-se fotoperíodo de oito horas, utilizando-se lâmpadas fluorescentes tipo luz do dia (4 x 20 W). Para a exposição à temperatura alternada, o período luminoso (oito horas) correspondeu à temperatura mais elevada. Os substratos foram autoclavados a 120 °C durante duas horas.

Para os três primeiros substratos, o umedecimento correspondeu a 60% da capacidade de retenção de água. O substrato de papel foi umedecido com quantidade equivalente a 2,5 vezes o peso do substrato seco, após semeadura, o papel germitest® foi organizado em forma de rolos (BRASIL, 2009).

Determinação do teor de água das sementes

O teor de água das sementes foi determinado pelo método padrão da estufa a 105 ± 3 °C, durante 24 horas, segundo as Regras para Análise de Sementes-RAS (BRASIL, 2009), no qual se utilizou quatro repetições de 10 sementes.

Teste de germinação

As sementes foram postas para germinar em em papel germitest e em bandejas, onde foram acondicionados em germinador de câmara (tipo B.O.D.) durante todo o teste. As contagens de plântulas normais emergidas foram realizadas diariamente até a estabilização após a semeadura, considerando normais aquelas plântulas que apresentaram radícula e parte aérea condizentes com as prescritas pelas RAS (BRASIL, 2009).

Testes de vigor

Primeira contagem de germinação

Para a execução deste teste foram usados os dados do teste de germinação, momento no qual foi determinado o dia da primeira contagem. Os resultados obtidos foram empregados para calcular a porcentagem de germinação na primeira contagem.

Índice de velocidade de germinação (IVG)

Também foi determinado a partir do teste de germinação, com avaliações diárias das plântulas normais. Em seguida, foi calculado o índice de velocidade de germinação (IVG) segundo a fórmula proposta por Maguire (1962).

Comprimento da raiz principal e parte aérea

No teste de germinação, as plântulas normais de cada repetição foram medidas com o auxílio de uma régua graduada em centímetros, obtendo-se a média do

comprimento da raiz principal e parte aérea das plântulas normais, sendo os resultados expressos em centímetro por plântula.

Massa seca das raízes e parte aérea

Após a medição, as plântulas foram separadas, com o auxílio de tesoura, em raízes e parte aérea, sendo em seguida, as partes colocadas em sacos de papel e acondicionadas em estufa com circulação de ar forçada, regulada a 65 °C, onde permaneceram até atingir peso constante. A pesagem do material seco foi realizada em balança com precisão de 0,0001 g e o peso para cada repetição foi dividido pelo número total de plântulas, obtendo-se, assim, o peso médio da massa seca, expresso em miligrama por plântula.

Análise estatística

O experimento foi instalado em delineamento inteiramente casualizado, em quatro repetições de 25 sementes, com os tratamentos distribuídos em esquema fatorial 4 x 4 (substratos e temperaturas). Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância, utilizando-se o teste F para comparação dos quadrados médios e as médias comparadas pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade. O software estatístico utilizado para proceder às análises foi o SISVAR.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

No momento de instalação do experimento, o teor médio de água das sementes de *Amburana cearensis*, foi de 10,6%. Verificou-se interação significativa ($p < 0,05$) entre substrato e temperatura em todas as variáveis avaliadas.

Na porcentagem de germinação de sementes de *A. cearensis* (Tabela 2), os maiores resultados ocorreram na temperatura alternada 20-30 °C com os substratos areia e papel germitest®, porém não diferindo estatisticamente de vermiculita; na temperatura constante de 25 °C com os substratos vermiculita e papel germitest® e na temperatura de 30 °C com o substrato papel germitest®.

Santos et al. (2014), estudando substrato e temperatura para *Schinopsis brasiliensis*, constataram que a vermiculita juntamente com as temperaturas de 30 e de 20-30 °C, devido às características próprias do substrato como aeração, estrutura e capacidade de retenção de água favorece um bom desempenho germinativo dos diásporos.

Tabela 2 – Germinação (%) de sementes de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes substratos e temperaturas

Substratos	Temperaturas °C			
	20 – 30	25	30	35
Areia	85aA	72bB	51cC	33cD
Vermiculita	91aAB	96aA	80bB	84aB
Basaplant®	39bA	20cB	19dB	0dC
Papel Germitest®	92aA	93aA	93aA	60bB
CV %	9,38			

Médias seguidas pela mesma letra, maiúscula na linha, e minúscula na coluna, não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Na combinação entre a temperatura 35 °C e o substrato basaplant® não ocorreu germinação (Tabela 2). Entretanto, resultado contrastante foi obtido por Guedes et al. (2010), em que a temperatura de 35 °C mostrou-se mais adequada para a condução dos testes de germinação e vigor de sementes de *A. cearensis*, independentemente do substrato utilizado.

De acordo com Rocha et al. (2014), a utilização das temperaturas constantes 25 °C ou 30 °C é interessante, considerando o planejamento das atividades de rotina do laboratório de sementes, do custo financeiro em função do tipo de germinador e por minimizar as variações de resultados, devido à interferência que a alternância de temperatura tem no teste de germinação.

Na tabela 3, evidenciam-se os maiores valores de primeira contagem de germinação nas combinações entre a temperatura 30 °C com o substrato papel germitest®; na temperatura constante de 35 °C com o substrato vermiculita; no entanto, não difere estatisticamente da temperatura constante de 25 °C com o substrato papel germitest®.

Tabela 3 – Primeira Contagem de Germinação (%) de sementes de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes substratos e temperaturas

Substratos	Temperaturas °C			
	20 – 30	25	30	35
Areia	58bA	40bB	39bB	18bC
Vermiculita	25cA	13cB	26cA	32aA
Basaplant®	0dA	0dA	0dA	0cA
Papel Germitest®	67aB	72aAB	79aA	28aC
CV %	15,92			

Médias seguidas pela mesma letra, maiúscula na linha, e minúscula na coluna, não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Vale salientar que na primeira contagem de germinação não ocorreu germinação das sementes de *A. cearensis* com a utilização do substrato basaplant® em nenhuma temperatura testada (Tabela 3), em decorrência da rápida perda de umidade constatada neste substrato. O teste de primeira contagem, indiretamente, avalia a velocidade de germinação, pois a maior porcentagem na primeira contagem significa que algumas sementes germinaram mais rapidamente que as demais (NAKAGAWA, 1999).

Em sementes de *Peltophorum dubium* (Sprengel) Taubert, a temperatura de 30 °C e o substrato papel toalha proporcionaram maior número de sementes germinadas na primeira contagem (OLIVEIRA et al., 2008). De forma semelhante, Martins et al. (2008) concluíram que as temperaturas constantes de 25 e 30 °C e o substrato papel toalha proporcionaram as maiores porcentagens para a primeira contagem de germinação em sementes de *Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville.

Para o índice de velocidade de germinação, os maiores resultados foram observados nas combinações entre a temperatura alternada de 20-30 °C com os substratos areia, vermiculita e papel germitest®; na temperatura constante de 25 °C com o substrato papel germitest®, não diferenciando estatisticamente do substrato vermiculita; na temperatura de 30 °C com o substrato papel germitest®; e na temperatura de 35 °C com o substrato vermiculita (Tabela 4).

Tabela 4 – Índice de Velocidade de Germinação de sementes de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes substratos e temperaturas

Substratos	Temperaturas °C			
	20 – 30	25	30	35
Areia	1,55aA	1,45bA	1,05cB	0,54cC
Vermiculita	1,64aA	1,57abA	1,52bA	1,48aA
Basaplant®	0,60bA	0,24cAB	0,24dAB	0dB
Papel Germitest®	1,87aA	1,89aA	1,95aA	1,12bB
CV %	16,08			

Médias seguidas pela mesma letra, maiúscula na linha, e minúscula na coluna, não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Temperaturas acima da ótima para o total de germinação aceleram a velocidade do processo, mas desorganiza-o e o número de sementes que conseguem completá-lo cai rapidamente, e, temperaturas abaixo da ótima reduzem a velocidade da germinação, expondo as plântulas às condições adversas do ambiente (GUIMARÃES et al., 2006).

Rego et al. (2009) avaliando a germinação de sementes de *Blepharocalyx salicifolius* em diferentes substratos e condições de temperatura, luz e umidade, encontraram na temperatura de 25°C, que o substrato areia proporcionou um dos maiores valores para o IVG. Também, Oliveira et al. (2008) verificaram que sementes de *Peltophorum dubium* L. apresentaram valores de IVG superiores em substrato papel toalha.

Temperaturas muito baixas ou altas podem alterar tanto a velocidade quanto a porcentagem final de germinação, pois temperaturas baixas geralmente reduzem, enquanto as altas aumentam a velocidade de germinação (NASCIMENTO et al., 2011). Em sementes de pinhão manso, MARTINS et al. (2008) verificaram que a temperatura alternada de 20-30 °C no substrato rolo de papel foi a que favoreceu maior velocidade de germinação.

No comprimento de raiz principal de plântulas de *A. cearensis* (Tabela 5), nota-se que os maiores valores ocorreram quando oferecidas as condições de temperatura alternada de 20-30 °C, bem como nas constantes (25 e 30 °C) com os substratos papel germitest® e vermiculita; e ainda, na temperatura constante de 35 °C com o substrato areia.

Pacheco et al. (2008) conseguiram maior comprimento médio de raiz primária de plântulas de *Tabebuia aurea* (Silva Manso) Benth. & Hook f. ex S. Moore quando as sementes que as originaram foram semeadas no substrato papel-toalha à temperatura de 30 °C. Utilizando os substratos vermiculita e areia a 30 °C Pacheco et al. (2010)

obtiveram maior comprimento de raiz de plântulas de fava d'anta (*Dimorphandra mollis* Benth.).

Tabela 5 – Comprimento de raiz principal (cm) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes substratos e temperaturas

Substratos	Temperaturas °C			
	20 – 30	25	30	35
Areia	6,58bcA	6,19bA	5,68bcA	4,48aA
Vermiculita	8,78abA	9,18aA	7,96abA	5,24aB
Basaplant®	5,87cA	5,34bA	5,25cA	0bB
Papel Germitest®	9,80aA	8,93aA	8,64aA	2,98aB
CV %	20,90			

Médias seguidas pela mesma letra, maiúscula na linha, e minúscula na coluna, não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Sendo, o menor valor obtido na temperatura constante de 35 °C com o substrato basaplant® (Tabela 5), Contrastando com os resultados observados por Varela et al. (2005), ao estudarem a influência da temperatura e do substrato na germinação de sementes de itaubarana (*Acosmium nitens* (Vog) Yakovlev.), verificaram que o desenvolvimento da raiz foi favorecido pela temperatura de 35 °C.

O maior crescimento do sistema radicular deve estar relacionado à estrutura e capacidade de retenção de água de cada substrato que pode ter influenciado nessas variáveis (PIRES et al., 2002). Muitas espécies adaptadas a regiões semiáridas apresentam maiores resultados para a germinação e/ou crescimento de plântulas quando submetidas a temperatura alternada (OLIVEIRA e GARCIA, 2005; SANTOS e AGUIAR, 2005; LIMA et al., 2011; ABUD et al., 2012).

Na tabela 6, verifica-se o comprimento de parte aérea de plântulas de *A. cearensis*. Os maiores comprimentos ocorreram nas combinações entre a temperatura alternada 20-30 °C com os substratos areia e vermiculita, não diferenciando estatisticamente do substrato basaplant®; na temperatura constante de 25 °C com os substratos areia e vermiculita; na temperatura constante de 30 °C com os substratos areia e basaplant®; e na temperatura constante de 35 °C com o substrato areia.

Tabela 6 – Comprimento de parte aérea (cm) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes substratos e temperaturas

Substratos	Temperaturas °C			
	20 – 30	25	30	35
Areia	19,10aA	16,35aA	19,25aA	15,88aA
Vermiculita	15,81aA	14,20aA	15,04bA	7,38bB
Basaplant®	16,44aAB	15,99aB	19,80aA	0cC
Papel Germitest®	6,52bA	6,55bA	5,67cA	4,79bA
CV %	14,80			

Médias seguidas pela mesma letra, maiúscula na linha, e minúscula na coluna, não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

As melhores combinações de temperatura e substrato para o comprimento da parte aérea das plântulas de *A. cearensis* foram proporcionadas pela temperatura de 35 °C no substrato areia (GUEDES et al.,2010). Entretanto Souza et al. (2007) constataram em sementes de *Adenanthera pavonina* L., que as temperaturas mais elevadas (30 e 35 °C), foram responsáveis por resultados superiores para o comprimento das plântulas, o que demonstra que as plântulas desta espécie apresentam maior capacidade para suportar condições adversas de temperaturas no ambiente nas quais se encontram.

Para os dados de massa seca das raízes das plântulas de *A. cearensis* constatou-se que as melhores combinações que favoreceram o acúmulo de massa seca das raízes foram a temperatura alternada de 20-30 °C com os substratos vermiculita sem diferir significativamente da areia e papel germitest®; temperatura constante de 25 °C com o substrato areia, não diferenciando estatisticamente do substrato vermiculita; na temperatura de 30 °C com o substrato vermiculita (Tabela 7).

Tabela 7 – Massa seca de raízes (mg) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes substratos e temperaturas

Substratos	Temperaturas °C			
	20 – 30	25	30	35
Areia	31,65aB	38,49aA	29,58abB	27,81aB
Vermiculita	36,59aA	33,99abAB	34,34aAB	29,32aB
Basaplant®	25,13bA	27,20cA	25,20bA	0cB
Papel Germitest®	36,09aA	31,67bcAB	28,34abB	14,67bC
CV %	11,67			

Médias seguidas pela mesma letra, maiúscula na linha, e minúscula na coluna, não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

O maior conteúdo de massa seca do sistema radicular de plântulas de *Tabebuia aurea* (Silva Manso) Benth. & Hook f. ex S. Moore ocorreu quando as sementes que as

originaram foram submetidas às temperaturas de 20-30 e 30 °C no substrato areia (PACHECO et al., 2008).

Os maiores acúmulos de massa seca da parte aérea de plântulas de *A. cearensis* foram proporcionados pelas combinações entre a temperatura alternada de 20-30 °C com os substratos areia e vermiculita, não diferenciando estatisticamente do basaplant®; na temperatura constante de 25 °C com o substrato areia, porém, não diferente estatisticamente da vermiculita; na temperatura constante de 30 °C com os substratos areia e basaplant® (Tabela 8).

Tabela 8 – Massa seca de parte aérea (mg) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes substratos e temperaturas

Substratos	Temperaturas °C			
	20 – 30	25	30	35
Areia	106,22aA	122,44aA	115,24aA	69,74aB
Vermiculita	101,64aA	109,48abA	94,32bA	32,63bB
Basaplant®	108,19aAB	95,17bB	124,70aA	0cC
Papel Germitest®	33,98bA	32,27cA	29,04cA	17,86bcA
CV %	14,81			

Médias seguidas pela mesma letra, maiúscula na linha, e minúscula na coluna, não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

De acordo com Santos et al. (2014), a temperatura alternada de 20-30 °C favoreceu o acúmulo de massa seca da parte aérea de plântulas de *S. brasiliensis* em todos os substratos testados. No entanto, essa temperatura alternada diferiu estatisticamente das temperaturas constantes de 25 e 30 °C apenas nos substratos sobre papel e entre papel.

No estudo com *Bowdichia virgilioides* Kunth., Albuquerque e Guimarães (2007) relataram que a produção de massa seca de plântulas foi maior naquelas oriundas de sementes submetidas à temperatura de 35 °C.

CONCLUSÕES

Para o teste de germinação de sementes de *Amburana cearensis* pode-se utilizar o substrato papel germitest® nas temperaturas constantes de 25 e 30 °C, e alternada 20-30 °C com resultados satisfatórios;

O substrato Basaplant® é prejudicial à germinação de sementes de *A. cearensis*.

REFERÊNCIAS

ABUD, H.F.; GONÇALVES, N.R.; PEREIRA, N.S.; PEREIRA, D.S.; REIS, R.G. E.; BEZERRA, A.M.E. Germination and morphological characterization of the fruits, seeds, and seedlings of *Pilosocereus gounellei*. **Brazilian Journal of Botany**, v.35, n.1, p.11-16, 2012.

ALBUQUERQUE, K.S.; GUIMARÃES, R.M. Comportamento fisiológico de sementes de *Bowdichia virgilioides* Kunth, sob diferentes temperaturas e condições de luz. **Cerne**, v.13, n.1, p.64-70, 2007.

ANDRADE, A.C.S.; PEREIRA, T.S.; FERNANDES, M.J.; CRUZ, A.P.M.; CARVALHO, A.S.R. Substrato, temperatura de germinação e desenvolvimento pós-seminal de sementes de *Dalbergia nigra*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.41, n.3, p.517-523, 2006.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Regras para análise de sementes**. Secretaria Nacional de Defesa Agropecuária. Brasília: MAPA/ACS, 2009. 395p.

CARVALHO, N.M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. 5.ed. Jaboticabal: FUNEP, 2012. 590p.

GUEDES, R.S.; ALVES, E.U.; GONÇALVES, E.P.; BRAGA JÚNIOR, J.M.; VIANA, J.V.; COLARES, P.N.Q. Substratos e temperaturas para testes de germinação e vigor de sementes de *Amburana cearensis* (Allemão) A.C. Smith. **Revista Árvore**, v.34, n.1, p.57-64, 2010.

GUIMARÃES, R.M.; OLIVEIRA, J.A.; VIEIRA, A.R. Aspectos fisiológicos de sementes. **Informe Agropecuário**, v.27, n.232, p.40-50, 2006.

HORIBE, I.Y.; CARDOSO, V.J.M. Efeito do nitrato na germinação isotérmica de sementes de *Brachiaria brizantha* Stapf cv. Marandu. **Naturalia**, v.26, p.175-189, 2001.

INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS.

Lista oficial de flora ameaçada de extinção. Disponível em: <<http://www.ibama.gov.br/flora/extincao.htm>>. Acesso em: 07 Mai. 2014.

LIMA, C.R.; PACHECO, M.V.; BRUNO, R.L.A.; FERRARI, C.S.; BRAGA JÚNIOR, J.M.; BEZERRA, A.K.D. Temperaturas e substratos na germinação de sementes de *Caesalpinia pyramidalis* Tull. **Revista Brasileira de Sementes**, v.33, n.2, p.216-222, 2011.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. 2. ed. Nova Odessa: Plantarum. 2002. 368 p.

MAGUIRE, J.D. Speed of germination aid in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. **Crop Science**, v.2, n.2, p.176-177, 1962.

MARCOS FILHO, J. **Fisiologia de sementes de plantas cultivadas**. Piracicaba: Fealq, 2005, 495p.

MARTINS, C.C.; MACHADO, C.G.; CAVASINI, R. Temperatura e substrato para o teste de germinação de sementes de pinhão-mansão. **Ciência e Agrotecnologia**, v.32, n.3, p.863-868, 2008.

MARTINS, C.C.; MACHADO, C.G.; NAKAGAWA, J. Temperatura e substrato para o teste de germinação de sementes de barbatimão (*Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville (Leguminosae). **Revista Árvore**, v.32, n.4, p.633-639, 2008.

NAKAGAWA, J. Testes de vigor baseados no desempenho das plântulas. In: KRZYZANOSKI, F.C. et al. (Ed.). **Vigor de sementes**: conceitos e testes. Londrina: ABRATES, 1999. p.2.1-2.24.

NASCIMENTO, W.M. Qualidade fisiológica da semente e estabelecimento de plantas de hortaliças no campo. In: **Curso sobre Tecnologia de Produção de Sementes de Hortaliças**, 11. Porto Alegre/RS: Embrapa Hortaliças, 2011. CD-ROM.

OLIVEIRA, L.M.; DAVIDE, A.C.; CARVALHO, M.L.M. Teste de germinação de sementes de *Peltophorum dubium* (Sprengel) Taubert - Fabaceae. **Floresta**, v.38, n.3, p.545-551, 2008.

OLIVEIRA, P.G.; GARCIA, Q.S. Efeitos da luz e da temperatura na germinação de sementes de *Syngonanthus elegantulus* Ruhland, *S. elegans* (Bong.) Ruhland e *S. venustus* Silveira (Eriocaulaceae). **Revista Acta Botânica Brasileira**, v.19, n.3, p.639-645, 2005.

PACHECO, M.V.; MATOS, V.P.; FELICIANO, A.L.P.; FERREIRA, R.L.C. Germinação de sementes e crescimento inicial de plântulas de *Tabebuia aurea* (Silva Manso) Benth. & Hook f. ex S. Moore. **Ciência Florestal**, v.18, n.2, p.143-150, 2008.

PACHECO, M.V.; MATOS, V.P.; FERREIRA, R.L.C.; FELICIANO, A.L.P. Germinação de sementes de *Apeiba tibourbou* Aubl. em função de diferentes substratos e temperaturas. **Scientia Forestalis**, v.1, n.73, p.19-25, 2007.

PACHECO, M.V.; MATTEI, V.L.; MATOS, V.P.; SENA, L.H.M. Germination and vigor of *Dimorphandear mollis* Benth. seeds under different temperatures and substrates. **Revista Árvore**, v.34, n.2, p.205-213, 2010.

PIRES, L.R.; LOPES, J.C.; MARTINS FILHO, S. Efeitos de substratos e condicionador de solo na germinação de sementes de girassol. **Horticultura Brasileira**, v.20, n.2, 2002.

RAMOS, M.B.P.; VARELA, V.P. Efeito da temperatura e do substrato sobre a germinação de sementes de visgueiro do igapó (*Parkia discolor* Benth.) Leguminosae, Mimosoideae. **Revista de Ciências Agrárias**, v.1, n.39, p.123-133, 2003.

REGO, S.S.; NOGUEIRA, A.C.; KUNIYOSHI, Y.S.; SANTOS, A.F. Germinação de sementes de *Blepharocalyx salicifolius* (h.b.k.) berg. em diferentes substratos e condições de temperaturas, luz e umidade. **Revista Brasileira de Sementes**, v.31, n.2, p.212-220, 2009.

ROCHA, C.R.M.; COSTA, D.S.; NOVENBRE, A.D.L.C.; CRUZ, E.D. Morfobiometria e germinação de sementes de *Parkia multijuga* Benth. **Nativa**, v.2, n.1, 2014.

SANTOS, S.R.C.; AGUIAR, I.B. Efeito da temperatura na germinação de sementes de *Sebastiania commersoniana* (Baillon) Smith & Downs separadas pela coloração do tegumento. **Scientia Florestalis**, v.1, n.69, p.77-83, 2005.

SANTOS, S.R.N.; BRUNO, R.L.A.; SILVA, K.R.G; ALVES, E.U.; PACHECO, M.V.; ANDRADE, A.P. Adequacy of methodology for germination of diaspores of barauna, *Schinopsis brasiliensis* (Anacardiaceae). **Bioscience Journal**, v.30, n.2, p.737-745, 2014.

SOUZA, E.B.; PACHECO, M.V.; MATOS, V.P.; FERREIRA, R.L.C. Germinação de sementes de *Adenanthera pavonina* L. em função de diferentes temperaturas e substratos. **Revista Árvore**, v.31, n.3, p.437-443, 2007.

TONIN, G.A.; PEREZ, S.C.J.G.A. Qualidade fisiológica de sementes de *Ocotea porosa* (Nees et Martius ex. Nees) após diferentes condições de armazenamento e semeadura. **Revista Brasileira de Sementes**, v.28, n.2, p.26-33, 2006.

VARELA, V.P.; COSTA, S.S.; RAMOS, M.B.P. Influência da temperatura e do substrato na germinação de sementes de itaubarana (*Acosmium nitens* (Vog) yakovlev.) - Leguminosae, Caesalpinoideae, **Acta Amazonica**, v.35, n.1, p.35-39, 2005.

Capítulo III

Produção de mudas de *Amburana cearensis* (Arr. Cam.) A.C. Smith

Produção de mudas de *Amburana cearensis* (Arr. Cam.) A.C. Smith

RESUMO: O conhecimento dos principais processos envolvidos na germinação de sementes de espécies nativas é de grande importância na preservação e utilização dessas em programas de recomposição de áreas degradadas. Na produção de mudas é de fundamental importância o conhecimento das condições para germinação, sobretudo no tocante a substratos e recipientes. Objetivou-se com este trabalho estudar diferentes recipientes e substratos para produção de mudas de *Amburana cearensis*. Este foi conduzido na Universidade Federal da Paraíba/CCA/Areia-PB. Para avaliar a emergência e o crescimento inicial das plântulas, foram utilizados os seguintes substratos: 1) solo da área de coleta das sementes; 2) basaplant®; 3) vermiculita; 4) húmus de minhoca; 5) solo da área de coleta das sementes + basaplant® (1:1); 6) solo da área de coleta das sementes + vermiculita (1:1) e 7) solo da área de coleta das sementes + húmus de minhoca (1:1). A semeadura foi realizada manualmente, colocando-se duas sementes em cada recipiente plástico rígido de polietileno, expandido de alta densidade, com perfurações e em tubete. As variáveis analisadas foram: emergência, índice de velocidade de emergência, diâmetro, altura, número de folhas, clorofila total e índice SPAD. De um modo geral, os substratos aplicados em mistura (solo + basaplant®, solo + vermiculita e solo + húmus de minhoca) associados ao recipiente plástico proporcionam a emergência, o vigor e o crescimento das mudas de *A. cearensis*; as mudas de *A. cearensis* têm crescimento rápido até 30 dias; dentre os substratos utilizados, a mistura solo + húmus de minhoca tem mais destaque na qualidade fisiológica de mudas de *A. cearensis*.

PALAVRAS-CHAVE: Cumaru, Clorofila, Recipientes, Substratos

Production of *Amburana cearensis* (Arr. Cam.) A.C. Smith seedlings

ABSTRACT: Knowledge of the main processes involved in the germination of seeds of native species is of great importance in the preservation and use of these in the recovery of degraded areas. In the production of seedlings is fundamental knowledge of the conditions for germination, particularly with regard to substrates and containers. The objective of this work was to study different containers and substrates for the production of *Amburana cearensis* seedlings. This was conducted at the Federal University of Paraíba / CCA / Areia-PB. To assess the emergence and early seedling growth, the following substrates were used: 1) soil of the area of seed collection; 2) basaplant®; 3) vermiculite; 4) earthworm humus; 5) soil collection area of the seeds + basaplant® (1: 1); 6) soil collection area of the seeds + vermiculite (1: 1) and 7) soil collection area of the seeds + earthworm humus (1: 1). Sowing was done manually, putting up two seeds in each container rigid plastic polyethylene, high density expanded, with drilling and core. The variables analyzed were: emergency, emergency speed index, diameter, height, number of leaves, chlorophyll and SPAD index. In general, the substrates applied in mixture (soil + basaplant®, soil, vermiculite and soil + earthworm humus) associated with plastic provide the emergency, the vigor and growth of seedlings *A. cearensis*; seedlings of *A. cearensis* have rapid growth up to 30 days; among the substrates used, the soil mixture + earthworm humus is more emphasis on the physiological quality of seedlings of *A. cearensis*.

KEYWORDS: Cumaru, Chlorophyll, containers, Substrates

INTRODUÇÃO

Amburana cearensis A.C. Smith, pertencente à família Fabaceae, é uma árvore de caule ereto, que chega a atingir 10 a 12 metros de altura (LORENZI, 1992). A espécie é também conhecida como cerejeira e, devido às qualidades madeireiras, tem sido explorada nos locais de ocorrência até a exaustão, na movelaria fina, escultura e marcenaria em geral, estando listada como espécie ameaçada de extinção (IBAMA, 2008).

O conhecimento dos principais processos envolvidos na germinação de sementes de espécies nativas é de grande importância na preservação e utilização dessas em programas de recomposição de áreas degradadas (SMIDERLE e SOUSA, 2003; LIMA et al., 2006).

Na propagação por sementes, o substrato tem a finalidade de proporcionar condições adequadas à germinação e/ou ao desenvolvimento inicial da muda. Conforme a técnica de propagação adotada, pode-se dispor de um mesmo material durante todo o período de formação da muda, bem como utilizar materiais diferentes em cada fase. É a técnica de propagação que indicará qual o substrato mais apropriado para cada situação (RAMOS et al., 2002).

Quanto à escolha do substrato, é difícil encontrar aquele que, sozinho atenda a todas as exigências da planta a ser cultivada (WAGNER JÚNIOR et al., 2006), considerando que o processo germinativo pode ocorrer em diversos materiais, desde que proporcionem reserva de água suficiente, entretanto, os resultados obtidos podem ser variados de acordo com cada metodologia e/ou substrato ou mistura utilizada (LAVIOLA et al., 2006). Diante do exposto, pode-se ressaltar que o substrato é um dos principais fatores a ser verificado, devendo apresentar características que favoreçam o processo germinativo das sementes e a manutenção da qualidade (VIEIRA et al., 2009).

Para que a disponibilidade de água, durante a germinação e o desenvolvimento das plantas, seja adequada, o tipo de substrato utilizado é fundamental, principalmente em função de fatores como estrutura, aeração, capacidade de retenção de água (DIAS et al., 2008).

Na escolha do substrato destinado à produção de mudas deve-se levar em conta fatores como: ordem econômica (custo, disponibilidade, qualidade e facilidade de manuseio), química (pH e em nível de fertilidade do material) e física do material

(características desejáveis como textura e densidade, que interferem na aeração, capacidade de retenção de umidade e agregação do substrato).

Mesmo tendo-se avançado nas técnicas de produção de mudas, ainda existem muitos problemas a serem solucionados, principalmente no que se refere ao desenvolvimento do sistema radicular, em função das características dos recipientes utilizados (MATTEI, 1999). Segundo o mesmo autor, a capacidade de estabelecimento e competição de uma espécie florestal, em determinado ambiente, depende, em grande parte, do tamanho, da forma, do tipo e da eficiência do sistema radicular.

Os sistemas de produção de mudas mais utilizados para as espécies florestais nativas incluem o uso de tubetes de polipropileno e sacos plásticos em dimensões variáveis, cuja qualidade de sementes dependerá da escolha do recipiente mais adequado para cada espécie (VARGAS et al., 2011).

O recipiente utilizado apresenta um fator fundamental para a formação da muda, visto que pode influenciar no desenvolvimento da mesma, devido suas características estruturais. Walker et al. (2011) têm testado vários recipientes na produção de mudas florestais, dentre eles os tubetes de polipropileno, paper-pot, fértil-pot, laminado, sacos de polietileno, entre outros.

Diante do exposto, objetivou-se estudar recipientes e substratos para produção de mudas de *Amburana cearensis*.

MATERIAL E MÉTODOS

Sementes de *A. cearensis* coletadas no município de Soledade-PB foram utilizadas para a condução do experimento. As sementes foram coletadas manualmente e encaminhadas ao Laboratório de Análise de Sementes (CCA/UFPB), após foram beneficiadas (removidas às impurezas), separadas as sementes sadias e homogeneizadas.

Para avaliar a emergência e o crescimento inicial das plântulas em ambiente protegido, foram utilizados os seguintes substratos: 1) solo da área de coleta das sementes; 2) basaplant®; 3) vermiculita; 4) húmus de minhoca; 5) solo da área de coleta das sementes + basaplant® (1:1); 6) solo da área de coleta das sementes + vermiculita (1:1); 7) solo da área de coleta das sementes + húmus de minhoca (1:1). A semeadura foi realizada manualmente, duas sementes em cada recipiente plástico rígido de polietileno, expandido de alta densidade, com capacidade de 1,7 L, com perfurações e

em tubete. Trinta dias após a semeadura, foi efetuado o raleio, com o objetivo de se eliminar as plântulas excedentes, deixando-se apenas a mais vigorosa.

As irrigações foram monitoradas diariamente pela manhã e à tarde, mantendo o substrato sempre úmido. O controle das ervas daninhas foi realizado manualmente sempre que necessário.

Emergência

Porcentagem de plântulas que emergiram até o 30º dia após a semeadura.

Índice de velocidade de emergência

Determinado de acordo com a fórmula apresentada por Maguire (1962).

Após o desbaste e quinzenalmente as seguintes variáveis foram analisadas:

Diâmetro do colo

Determinado com o auxílio de um paquímetro digital, ao nível do solo.

Altura

Realizado com o auxílio de uma régua, mensurando o comprimento entre base do colo ao nível do solo até a inserção da última folha (gema apical).

Número de folhas

Contagem individual em cada plântula.

Clorofila total

As leituras foram realizadas na folha terminal completamente expandida, nas primeiras folhas a partir da base da planta, considerada como às mais velhas. Em cada folha, foram realizadas três leituras e calculada a média para amostra. As avaliações

indiretas de clorofila foram realizadas com o auxílio de um clorofilômetro da marca comercial ClorofiLOG® modelo CFL 1030, produzido pela Falker Automação Agrícola, o qual expressa os resultados em um índice próprio denominado ICF: Índice de Clorofila Falker (FALKER, 2008).

Índice SPAD

As leituras foram realizadas na folha terminal completamente expandida, nas primeiras folhas a partir da base da planta, considerada como as folhas mais velhas. Em cada folha, realizadas três leituras e calculada a média para cada folha amostrada, utilizando-se do próprio medidor. Determinaram-se os teores de clorofila, utilizando o medidor portátil de clorofila SPAD-502 (Minolta Camera Co. Ltd.).

Delineamento experimental

O delineamento utilizado foi o em blocos casualizados (DBC), constando de um fatorial 2 x 7, com quatro blocos, contendo 10 plantas por tratamento. Os dados foram submetidos à análise de variância. Para os dados qualitativos as médias foram comparadas pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade e para os dados quantitativos os dados foram submetidos à análise de regressão polinomial. Na análise estatística foi empregado o Programa Software Sisvar.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Na análise estatística, observou-se interação significativa entre os diferentes tipos de recipientes e substratos, para as variáveis emergência e índice de velocidade de emergência.

Na tabela 9, observa-se que a emergência foi maior quando as sementes foram submetidas às combinações entre basaplant® e recipiente plástico; e solo + basaplant® (1:1) e recipiente plástico, porém não diferenciando significativamente de algumas combinações. Nota-se que a menor emergência ocorreu no substrato húmus de minhoca, independente do recipiente. De acordo com dados de Guerrini e Trigueiro (2004), substratos formados à base de compostos orgânicos apresentam predominância de

microporos em detrimento dos macroporos. Consequentemente acumula-se mais água, o que, atrelado à espécie utilizada, pode gerar problemas durante o processo de emergência.

Tabela 9. Emergência (E) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes recipientes e substratos

Substratos	Recipiente de plástico	Tubete
Solo	79bB	90aA
Basaplant®	100aA	96aA
Vemiculita	89bA	94aA
Húmus de minhoca	50cA	35dB
Solo + Basaplant® (1:1)	100aA	75bB
Solo + Vemiculita (1:1)	96aA	99aA
Solo + Húmus de minhoca (1:1)	93aA	61cB
CV	9,19	

Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna e maiúscula na linha, não diferem entre si pelo teste de Scott Knott a 5% de probabilidade

Em condições de viveiro, Coelho et al. (2008) verificaram que o substrato vermiculita foi o mais adequado para a emergência das plântulas de *Cochlospermum regium* (Schrack) Pilg. .

Uma das grandes dificuldades encontradas por quem trabalha com espécies arbóreas nativas é o lento crescimento, tornando-se importante o estudo de estratégias que visem à produção de mudas de qualidade, com rápida germinação e desenvolvimento das plântulas (CUNHA et al., 2005). Nessas espécies arbóreas, também é encontrada grande variação na germinação, no crescimento e na morfologia de suas plântulas, dificultando a identificação das espécies (GOMES et al., 1991). O estudo da germinação e o conhecimento morfológico permitem caracterizar as espécies e diferenciá-las, auxiliando em trabalhos de inventários e de manejo florestal (PAOLI e BIANCONI, 2008). As avaliações da germinação contribuem para a adequação de métodos para produção de mudas de alta qualidade e rápida germinação (FERREIRA et al., 1998).

A produção de mudas de qualidade depende de vários fatores, sendo a composição dos substratos um fator de grande importância, pois a germinação de

sementes, a iniciação radicular e o enraizamento estão diretamente ligados às características químicas, físicas e biológicas do substrato (CALDEIRA et al., 2000). Os melhores substratos devem apresentar, entre outras importantes características, fácil disponibilidade de aquisição e transporte, ausência de patógenos, riqueza em nutrientes essenciais, pH adequado, boa textura e estrutura (SILVA et al., 2001).

O tamanho do recipiente tem influência direta no custo final, pois resulta na quantidade do substrato a ser utilizado, no espaço que irá ocupar no viveiro, na mão-de-obra utilizada no transporte, remoção para aclimação e retirada para entrega ao produtor, além da influência na quantidade de insumos demandada (QUEIROZ et al., 2001).

No índice de velocidade de emergência, encontra-se maior vigor, utilizando-se o substrato solo + vermiculita (1:1) no recipiente plástico, no entanto, não diferenciando do solo + húmus de minhoca (1:1); solo + basaplant® (1:1); basaplant®, ambos no recipiente plástico, e no solo e vermiculita no tubete (Tabela 10).

Vale ressaltar que os menores resultados de emergência e índice de velocidade de emergência ocorreram no substrato húmus de minhoca.

Tabela 10. Índice de Velocidade de Emergência (IVE) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes recipientes e substratos

Substratos	Recipiente de plástico	Tubete
Solo	1,30bA	1,35aA
Basaplant®	1,66aA	1,26aB
Vemiculita	1,35bA	1,27aA
Húmus de minhoca	0,76cA	0,47cB
Solo + Basaplant® (1:1)	1,64aA	0,97bB
Solo + Vemiculita (1:1)	1,80aA	1,32aB
Solo + Húmus de minhoca (1:1)	1,69aA	0,82bB
CV	8,96	

Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna e maiúscula na linha, não diferem entre si pelo teste de Scott Knott a 5% de probabilidade

A germinação rápida e o desenvolvimento homogêneo promovem um povoamento mais uniforme no campo, onde as plantas estarão expostas às condições

adversas do ambiente e do solo, tornando-se determinantes para o desenvolvimento vegetal (PACHECO et al., 2006; GUREVITCH et al., 2009).

De acordo com a análise de variância, a interação tripla (tubete x substrato x período) não foi significativa para as variáveis diâmetro e altura do caule. Houve interação significativa entre recipiente x período, substrato x período, e recipiente x substrato para ambas variáveis.

Na figura 4, verifica-se comportamento quadrático para o recipiente plástico e linear para o tubete. O recipiente plástico proporcionou um maior diâmetro do caule de *A. cearensis* em relação ao tubete durante os períodos de avaliação.

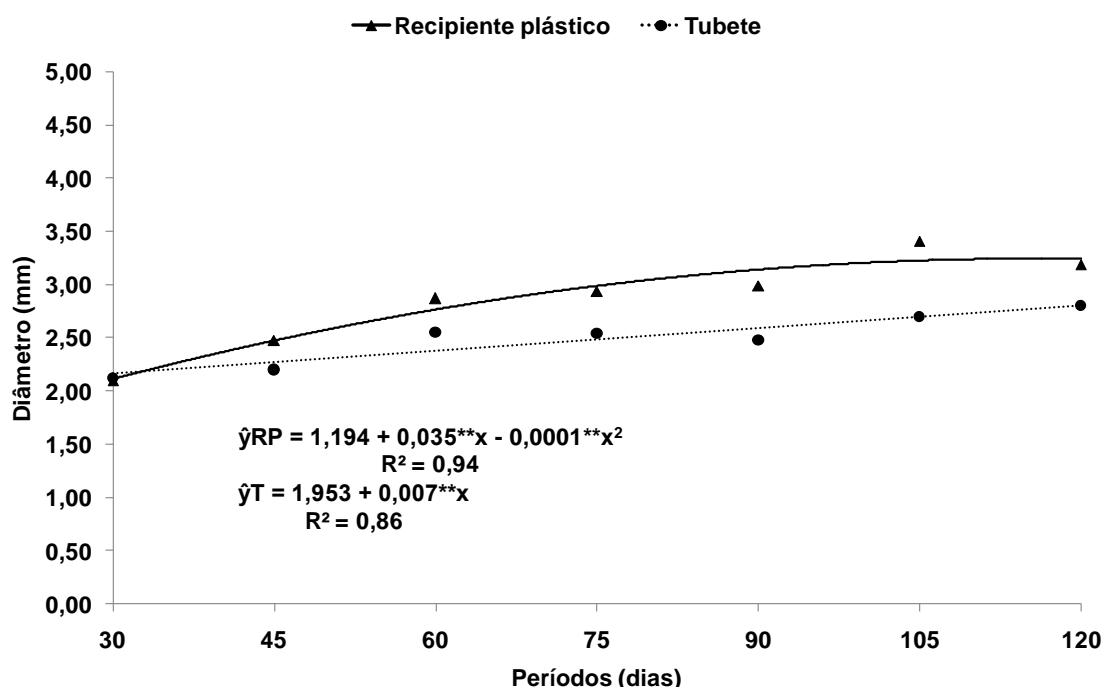


Figura 4. Diâmetro do colo (mm) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes recipientes e períodos de avaliação

Os substratos misturados foram os que proporcionaram os maiores incrementos em diâmetro do caule para as mudas de cumaru no final dos períodos avaliados. As plantas provenientes do substrato vermiculita tiveram um menor diâmetro (Figura 5).

Em estudo feito por Gonçalves et al. (2000), considera-se o valor situado entre 5 e 10 mm de diâmetro do coleto adequado a mudas de espécies florestais com bom padrão de qualidade.

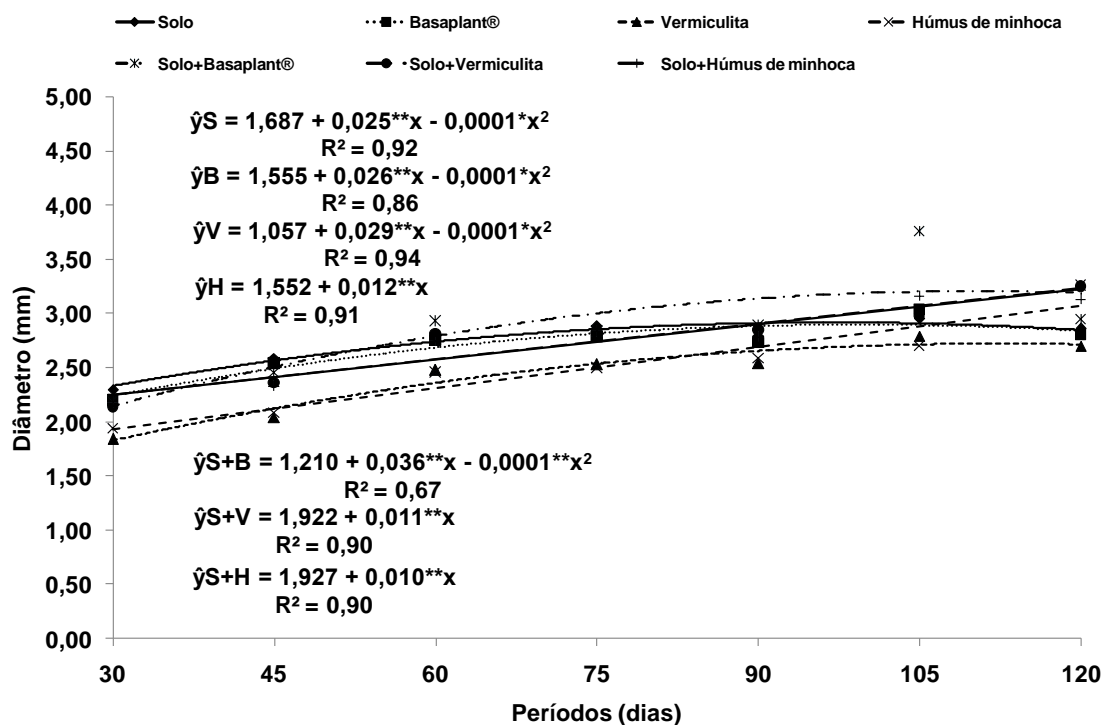


Figura 5. Diâmetro do colo (mm) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes substratos e períodos de avaliação

O diâmetro de caule, em geral, é a característica mais observada para indicar os incrementos iniciais de crescimento e a capacidade de sobrevivência da muda no campo, bem como para auxiliar na definição das doses de fertilizantes a serem aplicadas na produção de mudas (BACON et al., 1977; DANIEL et al., 1997).

As combinações que produziram mudas com maiores diâmetros foram solo + basaplant® (1:1), solo + húmus de minhoca (1:1), solo + vermiculita (1:1) e solo, com o recipiente plástico; basaplant® e húmus de minhoca, com o tubete (Tabela 11). Destacando-se, assim, maiores respostas de vigor das plantas, com o uso do solo combinado a vários substratos, no recipiente de plástico.

Os substratos misturados foram os que proporcionaram os maiores incrementos em diâmetro do caule para as mudas de cumaru no final dos períodos avaliados

Tabela 11. Diâmetro do colo (mm) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes recipientes e substratos

Substratos	Recipiente de plástico	Tubete
Solo	2,95aA	2,53aB
Basaplant®	2,73bA	2,65aA
Vemiculita	2,64bA	2,19bB
Húmus de minhoca	2,53bA	2,48aA
Solo + Basaplant® (1:1)	3,11aA	2,61aB
Solo + Vemiculita (1:1)	3,00aA	2,49aB
Solo + Húmus de minhoca (1:1)	3,04aA	2,44aB
CV	12,79	

Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna e maiúscula na linha, não diferem entre si pelo teste de Scott Knott a 5% de probabilidade

Mesquita et al. (2009) e Nicoloso et al. (2000), em estudos com espécies arbóreas, constataram maior espessura da base do coleto em recipiente de saco de polietileno.

Na altura de mudas de cumaru (Figura 6), observa-se comportamento quadrático para o recipiente plástico e tubete. O recipiente plástico proporcionou produção de mudas com maior altura em relação ao tubete durante os períodos de avaliação.

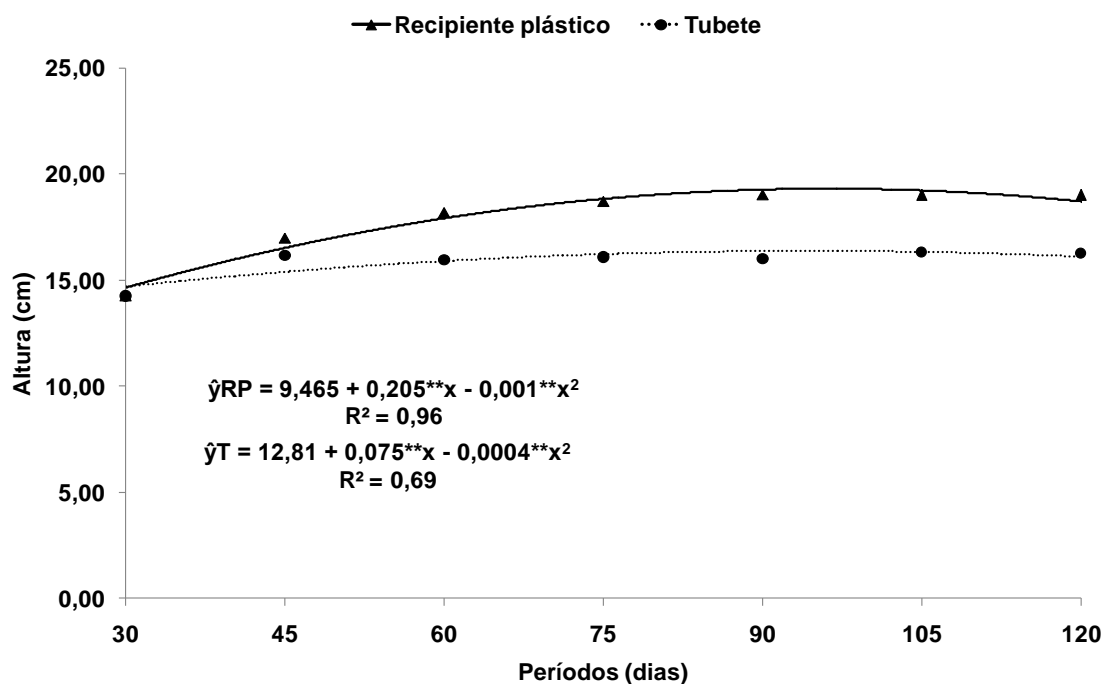


Figura 6. Altura (cm) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes recipientes e períodos de avaliação

Os efeitos do recipiente são semelhantes aos encontrados por vários pesquisadores que verificaram o melhor desempenho inicial de plantas oriundas de recipientes de maiores capacidades volumétricas (REIS et al., 1989; MATIELLO et al., 2000; SAMÔR et al., 2002).

Johnson et al. (1991), citados por Samôr et al. (2002), relatam que o pequeno volume dos recipientes proporciona uma condição de estresse as mudas e, nesses casos, tende a ocorrer aumento de alocação de fotoassimilados para as raízes, em detrimento da parte aérea.

Na figura 7, evidencia-se comportamento quadrático para todos os substratos, exceto para o substrato basaplant®. As mudas que tiveram maior altura foram produzidas no substrato solo + húmus de minhoca, porém, quando utilizado apenas o húmus de minhoca ocorreu às menores alturas de plantas. Substratos compostos de húmus apresentaram melhores resultados na produção de mudas de *Tamarindus indica* L. (PEREIRA et al., 2010). De acordo com Faustino et al. (2005), o crescimento em altura está relacionado aos acréscimos de matéria orgânica no substrato.

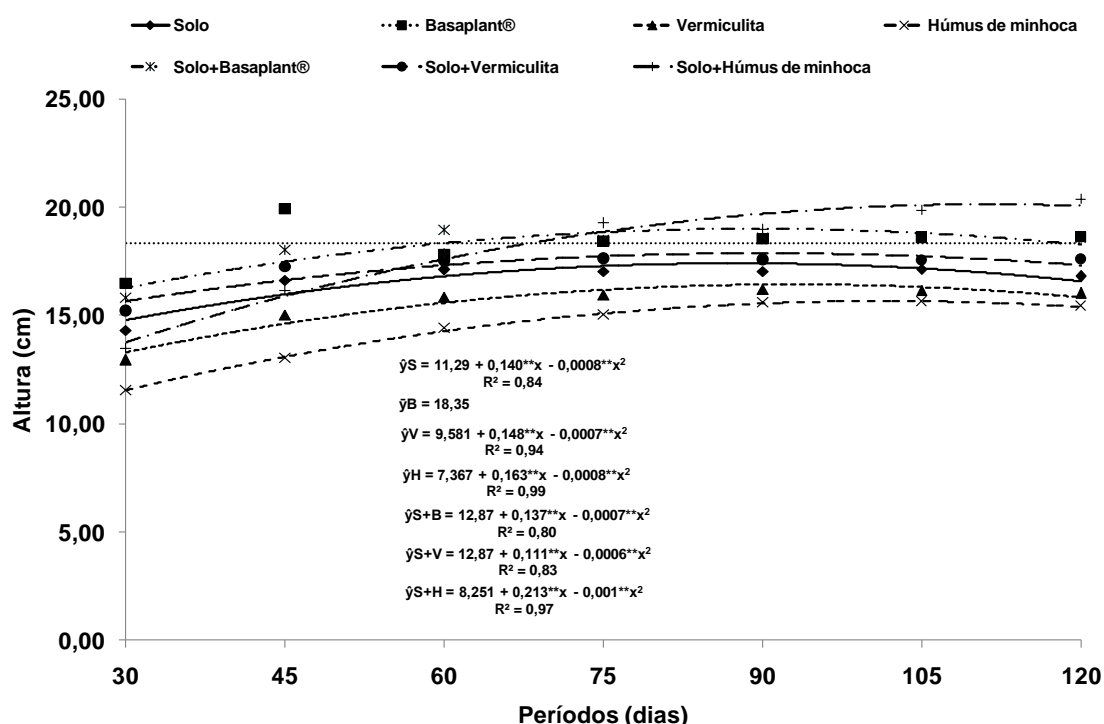


Figura 7. Altura (cm) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes substratos e períodos de avaliação

Independentemente do substrato e tempo, sugere-se que diante de espaçamento adequado entre mudas, essas direcionam os fotoassimilados para a altura, a fim de compensar o menor incremento em diâmetro, sem prejuízo da qualidade das plantas, conforme padrões sugeridos por Davide e Faria (2008). Pesquisadores recomendam que uma muda considerada de qualidade deve possuir altura entre 20 a 35 cm e diâmetro do coleto entre 3 e 10 mm (GONÇALVES et al., 2005; DAVIDE e FARIA, 2008).

A altura é um dos parâmetros amplamente utilizados para classificação e seleção das plantas, contudo, o tamanho ideal para o plantio está condicionado à espécie e ao sistema de plantio, influenciada também pelas práticas utilizadas nos viveiros (GOMES e PAIVA, 2004). Além disso, pode estar associada ao número de folhas, sendo, portanto, uma boa estimativa da capacidade fotossintética e da área de transpiração (RITCHIE et al., 2010). Por outro lado, essa variável pode não ser um bom indicativo quando observada isoladamente, considerando-se que uma muda alta e com diâmetro do coleto reduzido, poderá tombar facilmente logo após o plantio.

Vários substratos puros ou de forma combinada são utilizados, atualmente, para a propagação de espécies florestais via sexuada e assexuada. Dificilmente um material isolado apresenta características ótimas para o crescimento das plantas (CUNHA et al., 2005; WENDLING et al., 2006).

As mudas produzidas nas combinações solo + húmus de minhoca (1:1) com recipiente plástico e basaplant® com tubete atingiram maior altura, os quais diferiram estatisticamente das demais combinações (Tabela 12).

Tabela 12. Altura (cm) de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes recipientes e substratos

Substratos	Recipiente de plástico	Tubete
Solo	17,85cA	15,32cB
Basaplant®	18,50cA	18,21aA
Vemiculita	16,87dA	14,06dB
Húmus de minhoca	14,56eA	14,23dA
Solo + Basaplant® (1:1)	19,19bA	17,12bB
Solo + Vemiculita (1:1)	18,41cA	15,98cB
Solo + Húmus de minhoca (1:1)	20,21aA	15,81cB
CV	8,92	

Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna e maiúscula na linha, não diferem entre si pelo teste de Scott Knott a 5% de probabilidade

Em estudo com *Tabebuia rosea-alba* (Ridl.) Sandwith, verificou-se baixo valor do comprimento da parte aérea nos substratos terra, areia e esterco (MACEDO et al., 2011), apesar de suas características físicas proporcionarem maior porosidade e espaço preenchido por água, que pode possibilitar o aumento da parte aérea (PIO et al., 2005).

Em outro estudo, Santos et al. (2000) analisaram o desenvolvimento das mudas de *Cryptomeria japonica* produzidas em diferentes tipos de tubetes e substratos. Os autores indicaram que, para a produção de mudas desta espécie, o substrato solo adicionado de vermiculita foi o que apresentou melhor crescimento das plantas.

Dessa forma, nenhuma das variáveis morfológicas deve ser usada como critério técnico na classificação de mudas, apesar de o diâmetro do coleto ser reconhecido como o melhor dos indicadores de padrão de qualidade de mudas (STURION e ANTUNES, 2000). Segundo os autores, mudas com pequeno diâmetro do coleto e muito altas são consideradas de qualidade inferior quando comparadas àquelas que possuem diâmetro de coleto maior e são mais baixas. Em geral, o maior diâmetro de coleto está associado a um desenvolvimento maior do sistema radicular, o que favorece a sobrevivência e o desenvolvimento da muda após o plantio.

De acordo com a análise de variância, as interações triplas (tubete x substrato x período) foram significativas para as variáveis número de folhas, clorofila total e índice SPAD ($p > 0,05$), indicando haver dependência entre esses três fatores.

Quanto ao número de folhas (Figura 8), o substrato solo + húmus de minhoca (1:1) foi o que mais se destacou, proporcionando o maior número de folhas em mudas de cumaru, independentemente do recipiente. Com comportamentos diferentes em cada recipiente, sendo que no recipiente plástico (Figura 8A) a maioria dos tratamentos ajustando-se ao modelo quadrático. O substrato húmus de minhoca no tubete (Figura 8B) aos 120 dias promoveu um número de folhas estatisticamente semelhante ao solo + húmus de minhoca (1:1).

Setin e Carvalho (2011) estudando mudas de citros obtiveram bons resultados de número de folhas com tubetes médios ($0,25 \text{ dm}^3$). Costa et al. (2005) com *Genipa americana* demonstraram que o número de folhas em mudas é influenciado pelo esterco bovino.

Segundo Bellote e Silva (2000), as folhas constituem as principais fontes de fotoassimilados e nutrientes para adaptação das mudas após o plantio; assim, a avaliação do número de folhas torna-se uma variável muito importante. Campos et al. (2008) relatam que quanto maior a quantidade de folhas nas mudas, mais intensa será a

atividade fotossintética e, conseqüentemente, maior será o crescimento em altura e diâmetro das plantas. Câmara e Endres (2008) ressaltam ainda que o número de folhas é um excelente indicador de qualidade de mudas, pois atua diretamente sobre o acúmulo de biomassa.

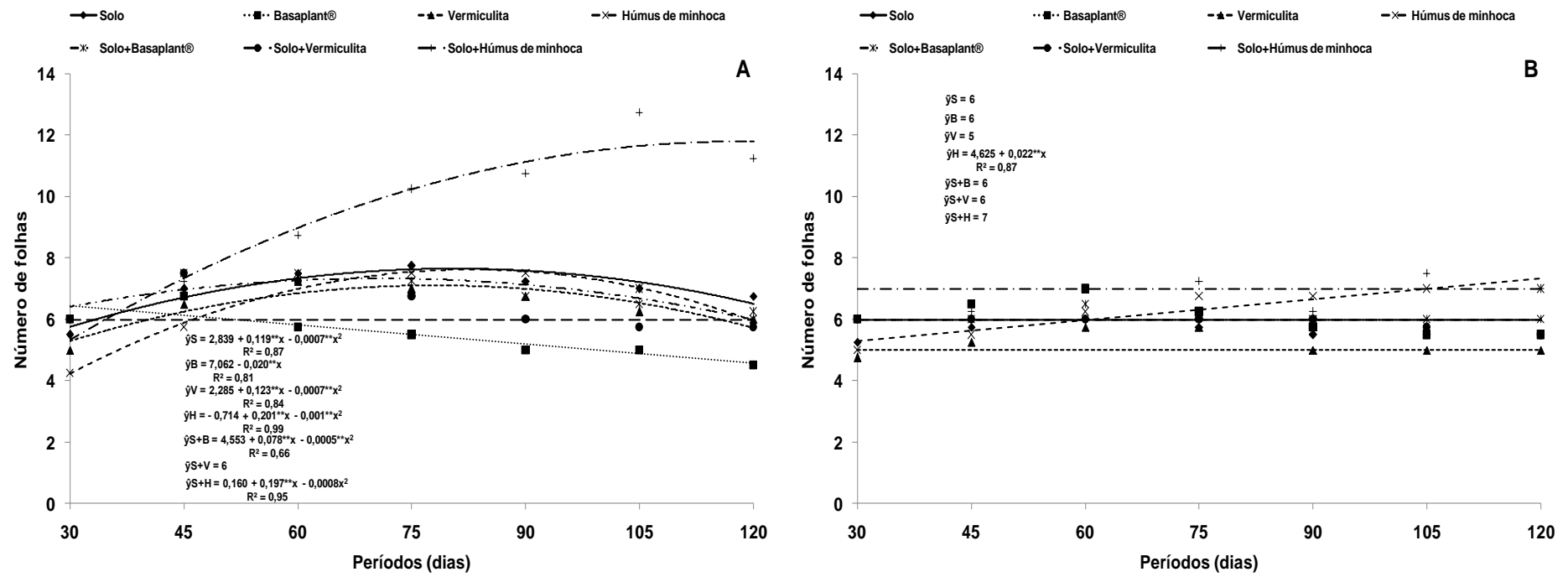


Figura 8. Número de folhas de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes recipientes (recipientes plástico - A e tubete - B), substratos e períodos de avaliação

As quantidades de clorofila total da folha foram obtidas de leituras do clorofilômetro, nos períodos de avaliação até os 120 dias. As maiores quantidades de clorofila total foram evidenciadas no início das leituras aos 30 dias e mantidos até os 120 dias na maioria dos substratos utilizados. Porém, com algumas oscilações, onde em certos substratos os níveis de clorofila total das folhas de plantas de cumaru aumentaram e em outros diminuíram (Figura 9).

Entre os diversos componentes do ambiente, a luz é primordial para o crescimento das plantas, não só por fornecer energia para a fotossíntese, mas também por possibilitar sinais que regulam seu desenvolvimento por meio de receptores de luz sensíveis a diferentes intensidades, qualidade espectral e estado de polarização. Dessa forma, modificações nos níveis de luminosidade, aos quais uma espécie está adaptada, podem condicionar diferentes respostas fisiológicas em suas características bioquímicas, anatômicas e de crescimento (ATROCH et al., 2001).

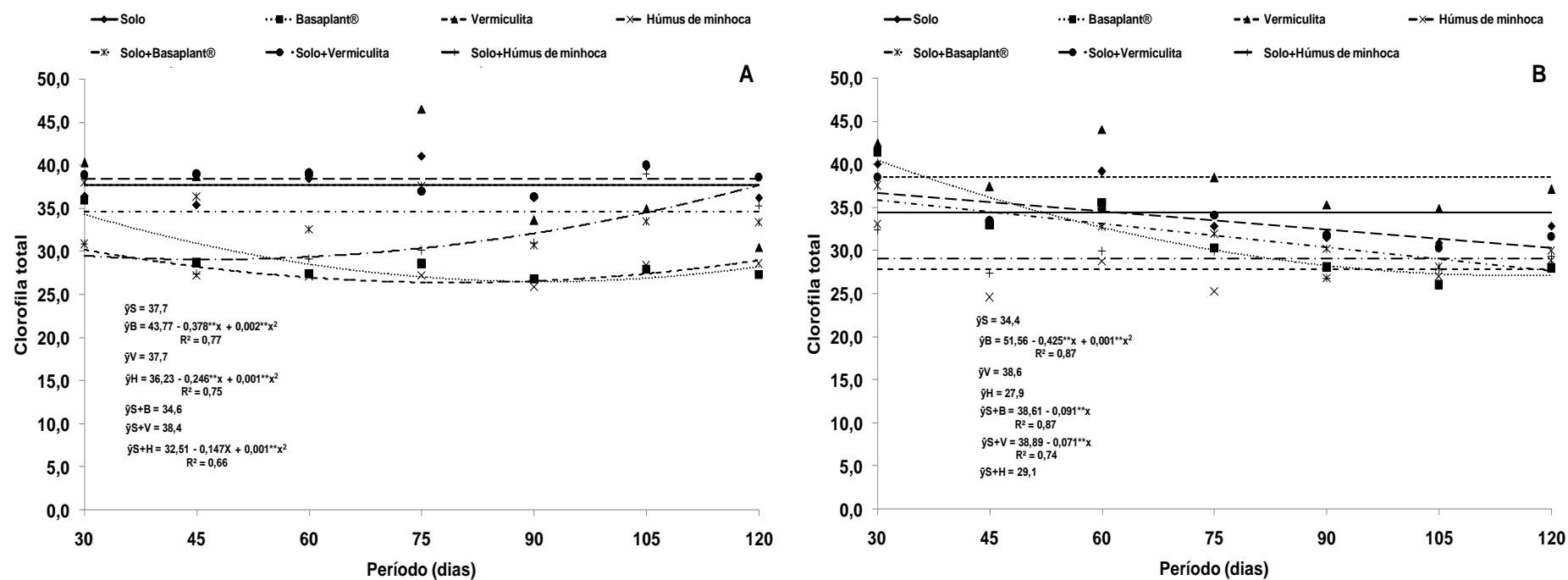


Figura 9. Clorofila total em folhas de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes recipientes (recipientes plástico - A e tubete - B), substratos e períodos de avaliação

Na Figura 10, são apresentadas as leituras no SPAD portátil relativas as concentrações de clorofila nas folhas de mudas de cumaru. O modelo quadrático foi o que melhor expressou estas relações nas folhas das mudas provenientes dos substratos no recipiente plástico (Figura 10A); em contrapartida, o modelo linear representou melhor as relações de clorofila no recipiente tubete (Figura 10B). Nota-se um maior índice SPAD inicialmente com posterior decréscimo, exceto no substrato solo + húmus de minhoca no recipiente plástico, o qual aumentou no decorrer dos dias.

Averigua-se os maiores índices SPAD nas folhas de mudas de cumaru produzidas em substrato solo + vermiculita no recipiente plástico (Figura 10A) e em vermiculita no tubete (Figura 10B).

Teores de clorofila ocupam posição de destaque à medida que determinam o potencial fotossintético da planta através do seu controle sobre a quantidade de radiação solar que uma folha absorve (BLACKBURN, 2007; HATFIELD et al., 2008).

A eficiência fotossintética está relacionada ao desenvolvimento das plantas em diferentes ambientes podendo, ao ser determinada, servir de suporte na tomada de decisões, principalmente sobre a adubação nitrogenada (ENGEL e POGGIANI, 1991). Isto se deve ao fato de a clorofila apresentar alta relação com o rendimento para inúmeras culturas (SMEAL e ZHANG, 1994).

A taxa fotossintética pode ser reduzida com a diminuição da concentração do nitrogênio nos vegetais, visto que este altera a resistência estomática na difusão do dióxido de carbono modificando, assim, a atividade da enzima Rubisco, o que significa diminuição da fotossíntese (COSTA et al., 1988). Desta forma, existe uma interdependência entre esse nutriente e as plantas, também por estar ligado à clorofila pela conversão da radiação luminosa em energia de ATP e NADPH, que são dependentes de compostos protéicos associados aos cloroplastos (LARCHER, 2006).

O medidor portátil de clorofila SPAD-502, da Minolta Camera Co Ltd., mede a transmissão de luz vermelha a 650 nm, quando ocorre absorção de luz pela molécula de clorofila, e de luz infra-vermelha, a 940 nm, sem absorção. Com base nesses valores, o instrumento calcula o valor ou índice SPAD (Soil Plant Analysis Development), o qual é altamente correlacionado com o teor de clorofila (WOOD et al., 1992; MARKWELL et al., 1995; SILVEIRA et al., 2003).

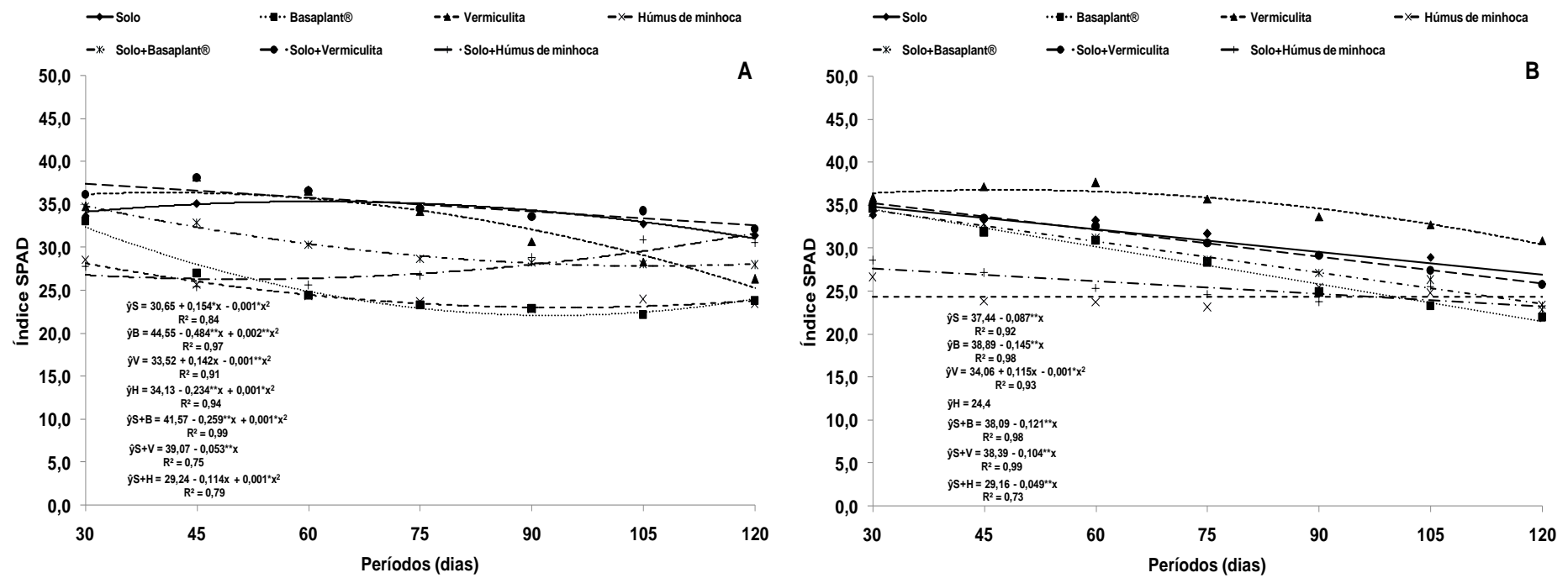


Figura 10. Índice SPAD em folhas de plântulas de *Amburana cearensis* submetidas a diferentes recipientes (recipientes plástico - A e tubete - B), substratos e períodos de avaliação

Os teores de clorofila e carotenóides nas folhas são utilizados para estimar o potencial fotossintético das plantas, pela sua ligação direta à absorção e transferência de energia luminosa e ao crescimento e adaptação a diversos ambientes (REGO e POSSAMAI, 2006).

As variações na quantidade, qualidade, presença ou ausência de luz influenciam fortemente o desenvolvimento que a planta irá apresentar. A luz influencia a distribuição local das espécies em uma comunidade florestal, sendo reconhecido como o mais importante fator para os mecanismos de regeneração e crescimento das florestas (AMO, 1985; FANTI e PEREZ, 2003).

Para Lopes et al. (2007) o plantio de espécies florestais nativas é uma atividade que pode repor e manter não só os recursos florestais, como também conservar o equilíbrio econômico, social e ambiental. Por essas razões, deve-se investir em pesquisas que apontem substratos alternativos, bem como recipientes adequados, visando minimizar os custos de produção de mudas nativas (STURION e ANTUNES, 2000).

CONCLUSÕES

De um modo geral, os substratos aplicados em mistura (solo + basaplant®, solo + vermiculita e solo + húmus de minhoca) associados ao recipiente plástico proporcionam a emergência, o vigor e o crescimento das mudas de *Amburana cearensis*;

As mudas de *A. cearensis* têm crescimento rápido até 30 dias;

Dentre os substratos utilizados, a mistura solo + húmus de minhoca tem mais destaque na qualidade fisiológica de mudas de *A. cearensis*.

REFERÊNCIAS

- AMO, S.R. Alguns aspectos de la influencia de la luz sobre el crecimiento de estados juveniles de especies primarias. In: GOMES-POMPA, A.; AMO R., S. del (Ed.). **Investigaciones sobre la regeneracion de selvas altas en Veracruz**, Mexico. Mexico. Alhambra Mexicana, 1985. p.79-92.
- ATROCH, E.M.A.C; SOARES, A.M.; ALVARENGA, A.A.; CASTRO, E.M. Crescimento, teor de clorofilas, distribuição de biomassa e características anatômicas de plantas jovens de *Bauhinia forticata* LINK submetidas à diferentes condições de sombreamento. **Ciência e Agrotecnologia**, v.25, n.4, p.853-862, 2001.
- BACON, G.J.; HAMINS, P.J.; JERMYN, D. Morfological grading studies math 1 – O slash seedlings. **Australian Forest**, v.40, p.293-303, 1977.
- BELLOTE, A.J.F.; SILVA, H.D. Técnicas de amostragem e avaliações nutricionais em plantios de *Eucalyptus* spp. In: GONÇALVES, J.L.M.; BENEDETTI, V. (Ed.) **Nutrição e fertilização florestal**. Piracicaba: IPEF, 2000. p.135-166.
- BLACKBURN, G.A. Hyperspectral remote sensing of plant pigments. **Journal of Experimental Botany**, v.58, n.4, p.855-867, 2007.
- CALDEIRA, M.V.W.; SCHUMACHER, M.V.; BARICHELLO, L.R.; VOGEL, H.L.M.; OLIVEIRA LS. Crescimento de mudas de *Eucalyptus saligna* Smith em função de diferentes doses de vermicomposto. **Revista Floresta**, v.28, n.1-2, p.19-30, 2000.
- CÂMARA, C. A.; ENDRES, L. Desenvolvimento de mudas de duas espécies arbóreas: *Mimosa caesalpiniiifolia* Benth. e *Sterculia foetida* L. sob diferentes níveis de sombreamento em viveiro. **Floresta**, v.38, n.1, p.43-51, 2008.
- CAMPOS, M.C.C.; MARQUES, F.J.; LIMA, A.G.; MENDONÇA, R.M.N. Crescimento de porta-enxerto de gravioleira (*Annona muricata* L.) em substratos contendo doses crescentes de rejeitos de caulim. **Revista de Biologia e Ciência da Terra**, v.8, n.1, p.61-66, 2008.

COELHO, M.F.B.; SALES, D.M.; ALBUQUERQUE, M.C.F. Germinação e emergência de *Cochlospermum regium* (Schrank) pilg. Em diferentes substratos. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.10, n.4, p.90-96, 2008.

COSTA, M.C. Substratos para produção de mudas de jenipapo (*Genipa americana* L.). **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v.35, n.1, p.19-24, 2005.

COSTA, R.C.L.; LOPES, N.F.; OLIVA, M.A.; BARROS, N.F. Efeito da água e do nitrogênio sobre a fotossíntese, respiração e resistência estomática em *Phaseolus vulgaris*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.23, p.1371-1379, 1988.

CUNHA, A.O.; ANDRADE, L.A.; BRUNO, R.L.A.; SILVA, J.A.L.; SOUZA, V.C. Efeitos de substratos e das dimensões dos recipientes na qualidade das mudas de *Tabebuia impetiginosa* (Mart. Ex D.C.) Standl. **Revista Árvore**, v.29, n.4, p.507-516, 2005.

CUNHA, A.O.; ANDRADE, L.A.; BRUNO, R.L.A.; SILVA, J.A.L.; SOUZA, V.C. Efeitos de substratos e das dimensões dos recipientes na qualidade das mudas de *Tabebuia impetiginosa* (Mart. Ex D.C.) Standl. **Revista Árvore**, v.29, n.4, p.507-516, 2005.

DANIEL, O; VITORINO, A.C.T.; ALOVISI, A.A.; MAZZOCHIN, L.; TOKURA, A.M.; PINEIRO, E.R.; SOUZA, E.F. Aplicação de fósforo em mudas de *Acaácia mangium* Willd. **Revista Árvore**, v.21, n.2, p.163-168, 1997.

DAVIDE, A.C.; FARIA, J.M.R. Viveiros Florestais. In: DAVIDE, A.C.; SILVA, E.A.A. (Eds). **Produção de sementes e mudas de espécies Florestais**. 1 ed. Lavras: UFLA, 2008. p 83-124

DIAS, M.A.; LOPES, J.C.; CORREA, N.B.; DIAS, D.C.F.S. Germinação de sementes e desenvolvimento de plantas de pimenta malagueta em função do substrato e da lâmina de água. **Revista Brasileira de Sementes**, v.30, n.3, p.115-121, 2008.

ENGEL, V.L.; POGGIANI, F. Estudo da concentração de clorofila nas folhas e seu espectro de absorção de luz em função do sombreamento em mudas de quatro espécies florestais nativas. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v.3, p.39-45, 1991.

FANTI, S.C.; PEREZ, S.C.J.G.A. Influência do sombreamento artificial e da adubação química na produção de mudas de *Adenanthera pavonina* L. **Ciência Florestal**, v.13, n.1, p.49-56, 2003.

FALKER AUTOMAÇÃO AGRÍCOLA LTDA. **Manual do medidor eletrônico de clorofila ClorofiLOG CFL 1030**, Porto Alegre, 2008. 4p.

FAUSTINO, R.; KATO, M.T.; FLORÊNCIO, L.; GAVAZZA, S. Lodo de esgoto como substrato para produção de mudas de *Senna siamea* Lam. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.9, p.278-282, 2005.

FERREIRA, R.A.; BOTELHO, S.A.; DAVIDE, A.C.; MALAVASI, M.M. Caracterização morfológica de fruto, semente, plântula e muda de *Dipteryx alata* Vogel – Baru (Leguminosae Papilionoideae). **Cerne**, v.4, n.1, p.73-87, 1998.

GOMES, J.M.; COUTO, L.; BORGES, R. Efeitos de diferentes substratos na produção de mudas de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden, em “winstrip”. **Revista Árvore**, v.15, n.1, p.35-42, 1991.

GOMES, J.M.; PAIVA, H.N. **Viveiros florestais: propagação sexuada**. 3.ed. Viçosa: UFV, 2004, 116p.

GONÇALVES, J.L.M.; SANTARELLI, E.G.; MORAES, S.P.N.O.; MANARA, M.P. Produção de mudas de espécies nativas: substrato, nutrição, sombreamento e fertilização. In: Gonçalves JLM, Benedetti V, editors. **Nutrição e fertilização florestal**, Piracicaba: USP; 2000. p.309-350.

GONÇALVES, J.L.M.; SANTARELLI, E.G.; MORAES NETO, S.P.; MANARA, M.P. Produção de mudas de espécies nativas: substrato, nutrição, sombreamento e

fertilização. In: GONÇALVES, J. L. M.; BENEDETTI, V. (Eds). **Nutrição e fertilização florestal**. Piracicaba: IPEF, 2005. p.309-350.

GUERRINI, I.A.; TRIGUEIRO, R.M. Atributos físicos e químicos de substratos compostos por biossólidos e casca de arroz carbonizada. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v.28 n.6, p.1069-1076, 2004.

GUREVITCH, J.; SCHEINER, S.M.; FOX, G.A. **Ecologia vegetal**. 2.ed.. Porto Alegre: Artmed, 2009.

HATFIELD, J.L.; GITELSON, A.A.; SCHEPERS, J.S.; WALTHALL, C.L. Application of spectral remote sensing for agronomy decisions. **Agronomy Journal**, v.100, p.117-131, 2008.

IBAMA. Instituto Brasileiro de Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. **Lista oficial de espécies da flora brasileira ameaçada de extinção**. Portaria n°.37-N de 3 de abril de 2008. Disponível em: <<http://www.ibama.gov.br>>. Acesso em: 14 Set. 2014.

JOHNSON, J.D.; CLINE, M.L. Seedling quality of southern pines. In: DUREYA, M.L.; DOUGHERTY, P.M. (Eds.). **Forest regeneration manual**. Doudrecht: Kluwer Academic, 1991. p.143-162.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Paulo: Rimas Artes, 2006. 531p.

LAVIOLA, B.G.; LIMA, P.A.; WAGNER JÚNIOR, A.; MAURI, A.L.; VIANA, R.S.; LOPES, J.C. Efeito de diferentes substratos na germinação e desenvolvimento inicial de jiloeiro (*Solanum gilo raddi*). **Ciência e Agrotecnologia**, v.30, n.3, p.415-421, 2006.

LIMA, J.D.; ALMEIDA, C.C.; DANTAS, V.A.V.; SILVA, B.M.S.; MORAES, W.S. Efeito da temperatura e do substrato na germinação de sementes de *Caesalpinia ferrea* Mart. ex. Tul. (Leguminosae- Caesalpinoideae). **Revista Árvore**, v.30, n.4, p.513-518, 2006.

LOPES, J.L.W.; GUERRINI, I.A.; SAAD, J.C.C.; SILVA, M.R. Nutrição mineral de mudas de eucalipto produzidas sob diferentes lâminas de irrigação e substratos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.31, n.4, p.713-722, 2007.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 1992. 382p.

MAGUIRE, J.D. Speed of germination-aid seedling emergence and vigor. **Crop Science**, v.2, n.2, p.176-177, 1962.

MACEDO M.C.; ROSA, Y.P.C.J. ROSA JUNIOR, E.J.; SCALON S.P.Q.; TATARA, M.B. Produção de mudas de ipê-branco em diferentes substratos. **Revista Cerne**, v.17, n.1, p.95-102, 2011.

MARKWELL, J.; OSTERMAN, J.C.; MITCHELL, J.L. Calibration of the Minolta SPAD-502 leaf chlorophyll meter. **Photosynthesis Research**, v.46, p.467-472, 1995.

MATIELLO, J.B.; BARROS, U.V.; BARBOSA, C.M. Modos de plantio de mudas de café produzidas em tubetes plásticos, em comparação com mudas de sacolas, na Zona da Mata de Minas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE PESQUISAS CAFEEIRAS, 26., 2000, Marília. **Anais...** Rio de Janeiro: IBC/GERCA, 2000. p.21-23.

MATTEI, V.L. Deformações radiculares em plantas de *Pinus taeda* L. produzidas em tubetes quando comparadas com plantas originadas por semeadura direta. **Ciência Florestal**, v.4, n.1, p.1-9, 1999.

MESQUITA, J.B.; SANTOS, M.J.C; RIBEIRO, G.T.; MOURA, A.O. Avaliação da composição de substratos e recipientes na produção de mudas de jenipapo (*Genipa americana* L.). **Acta Forestalis**, v.1, n.1, p.37-45, 2009.

NICOLOSO, F.T.; FORTUNATO, R.P.; ZANCHETTI, L.F.C.; EISINGER, S.M. Recipientes e substratos na produção de mudas de *Maytenus ilicifolia* e *Apuleia leiocarpa*. **Ciência Rural**, v.30, n.6, p.987-992, 2000.

PACHECO, M.V.; MATOS, V.P.; FERREIRA, R.L.C.; FELICIANO, A.L.P.; PINTO, K.M.S. Efeito de temperaturas e substratos na germinação de sementes de *Myracrodruon urundeuva* Fr. All. (ANACARDIACEAE). **Revista Árvore**, v.30, n.3, p.359-367, 2006.

PAOLI, A.A.S.; BIANCONI, A. Caracterização morfológica de frutos, sementes e plântulas de *Pseudima frutescens* (Aubl.) Radlk. (SAPINDACEAE). **Revista Brasileira de Sementes**, v.30, n.2, p.146-155, 2008.

PEREIRA, F.M.; PETRECHEN, E.H.; BENINCASA, M.M.P.; BANZATTO, D.A. Efeito do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas herbáceas de goiabeira (*Psidium guajava* L.) das cultivares ‘Rica’ e ‘Paluma’ em câmara de nebulização. **Revista Científica**, v.19, n.2, p.199-206. 1991.

PEREIRA, P.C.; MELO B., FREITAS, R.S.; TOMAZ, M.A.; FREITAS, C.J.P. Mudanças de tamarindeiro produzidas em diferentes níveis de matéria orgânica adicionada ao substrato. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v.5, n.3, p.152-159, 2010.

PIO, R.; RAMOS, J.D.; GONTIJO, T.C.A.; CARRIJO, E.P.; MENDONÇA, V.; FABRI, E.G.; CHAGAS, E.A. Substratos na produção de mudas de Jabuticaba. **Revista Brasileira de Agrociência**, v.11, n.4, p.425-427, 2005.

QUEIROZ, J.A.; MELÉM JÚNIOR, N.J. Efeito do tamanho do recipiente sobre o desenvolvimento de mudas de açaí (*Euterpe oleracea* mart.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.21, n.1, p.460-462, 2001.

RAMOS, J.D.; CHLIFUN, N.N.J.; PASQUAL, M. Produção de mudas de plantas frutíferas por semente. **Informe Agropecuário**, v.23, n.216, p.64-72, 2002.

REGO, G.M.; POSSAMAI, E. Efeito do sombreamento sobre o teor de clorofila e crescimento inicial do Jequitibá-rosa. **Boletim de Pesquisa Florestal**, Embrapa Florestas, v.1, n.53, p.179-194, 2006.

REIS, G.G.; REIS, M.G.F.; MAESTRI, M.; XAVIER, A.; OLIVEIRA, L.M. Crescimento de *Eucalyptus camaldulensis*, *E. grandis* e *E. cloeziana* sob diferentes níveis de restrição radicular. **Revista Árvore**, v.13, n.1, p.1-18, 1989.

RITCHIE, G.A.; LANDIS, T.D.; DUMROESE, R.K.; HAASE, D.L. **Assessing plant quality. Seedling Processing, Storage, and Outplanting**. v.7, Washington, DC: U.S. Department of Agriculture Forest Service, 2010. 200p. (Agric. Handbk. 674).

SAMÔR, O.J.M.; CARNEIRO, J.G.A.; BARROSO, D.G.; LELES, P.S.S. Qualidade de mudas de angico e sesbânia, produzidas em diferentes recipientes e substratos. **Revista Árvore**, v.26, n.2, p.209-215, 2002.

SANTOS, C.B.; LONGHI, S.J.; HOPPE, J.M.; MOSCOVICH, F.A. Efeito do volume de tubetes e tipos de substratos na qualidade de mudas de *Cryptomeria japonica* (L.F.) D. Don. **Ciência Florestal**, v.10, n.2, p.1-15, 2000.

SETIN, D.W.; CARVALHO, S.A. Recipiente e métodos de enxertia na produção de mudas de citros com porta enxerto duplo. **Citrus research e technology**, v.32, n.1, p.17-26, 2011.

SILVA, R.P.; PEIXOTO, J.R.; JUNQUEIRA, N.T.V. Influência de diversos substratos no desenvolvimento de mudas de maracujazeiro-azedo (*Passiflora edulis* Sims f. flavicarpa DEG). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.23, n.2, p.377-381, 2001.

SILVEIRA, P.M.; BRAZ, A.J.B.P.; DIDONET, A.D. Uso do clorofilômetro como indicador da necessidade de adubação nitrogenada no feijoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.38, n.9, p.1083-1087, 2003.

SMEAL, D.; ZHANG, H. Chlorophyll meter evaluation for nitrogen management in corn. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, v.25, p.1495-1503, 1994.

SMIDERLE, O.J.; SOUSA, R.C.P. Dormência em sementes de paricarana (*Bowdichia virgilioides* Kunt- Fabaceae - Papilionidae). **Revista Brasileira de Sementes**, v.25, n.2, p.48-52, 2003.

STURION, J.F.; ANTUNES, J.B.M. **Produção de Mudras de espécies florestais**. Curitiba, EMBRAPA-URPFCS. (EMBRAPA-URPFCS. Documentos, 3), 2000.

VARGAS, F.S.; REBECHI, R.J.; SCHORN, L.A.; FENILLI, T.A.B. Efeitos da mudança de recipiente em viveiro na qualidade de mudras de *Cassia leptophylla* Vogel, *Eugenia involucrata* DC. e de *Cedrela fissilis* Vell. **Revista Acadêmica: Ciências Agrárias e Ambientais**, v.9, n.2, p.169-177, 2011.

VIEIRA, C.R.; MOREIRA, R.O.; WEBER, O.L.S.; SCARAMUZZA, J.F. **Teste de germinação de *Magonia pubescens* st. Hil em diferentes Composições de substratos**. In: Congresso Brasileiro de Resíduos Orgânicos. 2009.

WAGNER JÚNIOR, A.; NERES, C.R.L.; NEGREIROS, J.R.S.; ALEXANDRE, R.S.; DINIZ, E.R.; PIMENTEL, L.D.; BRUCKNER, C.H. Substratos na formação de mudras de pinheira (*Annona squamosa* L.). **Revista Ceres**, v.53, p.439-445. 2006.

WALKER, C.; ARAÚJO, M.M.; MACIEL, C.G.; MARCUZZO, S.B. Viveiro florestal: evolução tecnológica e legalização. **Revista Verde**, v.6, n.5, p.08-14, 2011.

WENDLING, I.; GUASTALA, D.; DOMINGOS, D. M. Substratos para produção de mudras de erva-mate em tubetes plásticos. **Boletim de Pesquisa Florestal**, v.1, n.52, p.21-36, 2006.

WOOD, C.W.; REEVES, D.W.; DUFFIELD, R.R.; EDMISTEN, K.L. Field chlorophyll measurements for evaluation of corn nitrogen status. **Journal of Plant Nutrition**, v.15, p.487-500, 1992.

Capítulo IV

**Adequação do protocolo para micropropagação *in vitro* de *Amburana*
cearensis (Arr. Cam.) A.C. Smith**

**Adequação do protocolo para micropropagação *in vitro* de
Amburana cearensis (Arr. Cam.) A.C. Smith**

RESUMO: A exploração extrativista de diversas espécies de plantas com propriedades medicinais vem provocando erosão genética e colocando-as em risco de extinção. A propagação *in vitro* de plantas medicinais tem sido realizada por vários pesquisadores e incrementada nos últimos anos devido a vários fatores, entre eles, dificuldades na reprodução, baixa taxa de germinação ou exploração irracional, resultando na quase extinção de algumas espécies e modificação do meio ambiente, dificultando a coleta de plantas saudáveis. Objetivou-se com este trabalho estabelecer um protocolo para micropropagação *in vitro* de *Amburana cearensis*. A pesquisa foi conduzida no Laboratório de Cultura de Tecidos da Universidade Federal da Paraíba. Para a micropropagação avaliou-se a influência de diferentes meios de cultura, explantes e hormônios reguladores. O meio B5 proporciona as melhores condições para a germinação e o crescimento inicial de plântulas de *A. cearensis*; para germinação e o desenvolvimento inicial de plântulas de *A. cearensis* não se faz necessária a utilização de sacarose no meio de cultura; o explante nó cotiledonar de plântulas de *A. cearensis* demonstra melhor competência organogênica na etapa de multiplicação; a presença dos reguladores vegetais BAP e ANA teve pouca influência no crescimento das brotações em explantes de *A. cearensis*; as concentrações do regulador vegetal AIB favorecem a emissão de raízes de explantes de *A. cearensis*; a aclimação das mudas de *A. cearensis* nas condições utilizadas foi baixa.

PALAVRAS-CHAVE: Aclimação, Hormônios, Meio de cultura, Sacarose

Adequacy of the protocol for *in vitro* micropropagation of *Amburana cearensis* (Arr. Cam.) A.C. Smith

ABSTRACT: The extractive exploitation of several species of plants with medicinal properties has caused genetic erosion and putting them at risk of extinction. In vitro propagation of medicinal plants has been performed by many researchers and increased in recent years due to several factors, including difficulties in reproduction, low germination rate or irrational exploitation, resulting in the near extinction of some species and modification of the environment, hindering the collection of healthy plants. The objective of this work to establish a protocol for micropropagation in vitro *Amburana cearensis*. The research was conducted at Tissue Culture Laboratory of the Federal University of Paraiba. For micropropagation evaluated the effect of different culture media, explants and hormone regulators. The medium B5 provides the best conditions for germination and early seedling growth of *A. cearensis*; for germination and early development of seedlings of *A. cearensis* not the use of sucrose is required in the culture medium; cotyledon node explants of seedlings *A. cearensis* demonstrates best organogenic competence in the multiplication step; the presence of plant growth regulators BAP and ANA had little influence on the growth of shoots in explants *A. cearensis*; the concentrations of the plant growth regulator AIB favored the emission of root explants *A. cearensis*; acclimation of seedlings of *A. cearensis* the conditions used was low.

KEYWORDS: Acclimatization, Hormones, Culture medium, Sucrose

INTRODUÇÃO

As espécies florestais são de fundamental importância econômica, pois delas originam-se diversos produtos como madeira, biomassa para polpa celulósica, papel e energia para as indústrias. Além disso, muitas espécies ofertam produtos não madeiráveis para a indústria cosmética, alimentícia e farmacêutica (STUDART-GUIMARÃES et al., 2003).

Dentre essas espécies se encontra a *Amburana cearensis* A.C. Smith, Leguminosae-Papilionoideae (Fabaceae), conhecida popularmente no Brasil como cumaru, uma planta de múltiplas utilidades; sua madeira, de excelente qualidade, fácil de ser trabalhada e com aroma agradável, é vendida no comércio com o nome de cerejeira; suas raízes, entrecasca e sementes, produzem a cumarina, princípio ativo utilizado na indústria alimentícia (doces e biscoitos), de cigarro e tabaco, indústrias de perfume como fixador, além de ser usado na produção de medicamentos, como o xarope de cumaru ou lambedor caseiro, de largo uso popular e de eficácia comprovada cientificamente, como antiinflamatório e bronco-dilatador (CANUTO et al., 2010) e, devido a estas qualidades, tem sido explorada nos locais de ocorrência até a exaustão, estando listada como espécie ameaçada de extinção (IBAMA, 2008).

A exploração extrativista de diversas espécies de plantas com propriedades medicinais vem provocando erosão genética e colocando-as em risco de extinção. A propagação *in vitro* de plantas medicinais tem sido realizada por vários pesquisadores e incrementada nos últimos anos devido a vários fatores, entre eles, dificuldades na reprodução, baixa taxa de germinação ou exploração irracional, resultando na quase extinção de algumas espécies e modificação do meio ambiente, dificultando a coleta de plantas saudáveis (SABÁ et al., 2002).

Como alternativa, a propagação assexuada através de micropropagação por organogênese direta estabelece a diferenciação de parte aérea e raízes, durante o crescimento do explante. No entanto, é necessário o uso de reguladores de crescimento que podem estimular a formação de rebentos e raízes para a indução de processos de desdiferenciação e rediferenciação, responsáveis pela formação de tecidos e órgãos, e o tipo mais adequado de explante também deve ser escolhido (KIELSE et al., 2009). Assim, em comparação com as sementes, a multiplicação de clones em que a qualidade desejada é obtida com os explantes, tais como segmentos nodais, que são os mais adequados para a cultura *in vitro* (ASSIS et al., 2011).

A cultura de tecidos representa uma das formas mais viáveis de multiplicação de matrizes selecionadas de espécies florestais (OLIVEIRA et al., 2013). A micropropagação é uma técnica que oferece várias vantagens, dentre elas a multiplicação de clones, propagação de transgênicos e de espécies de interesse econômico de maneira a preservar as florestas naturais (NEHRA et al., 2005).

A micropropagação tem sido ferramenta útil para multiplicação clonal e produção de mudas de muitas espécies florestais de importância econômica ou que se encontram em extinção, por exemplo, *Pinus pinaster* (GOMES et al., 1999), *Myracrodruon urundeuva* (ANDRADE et al., 2000), *Acacia seyal* (AL-WASEL, 2000) e *Fraxinus angustifolia* (TONON et al., 2001).

Cada espécie de planta requer um meio de cultura específico para ter um desenvolvimento considerado normal; por isso, torna-se fundamental o estudo da composição em sais minerais, suplementos orgânicos e o balanceamento e o tipo de reguladores vegetais para a indução da diferenciação da parte aérea ou da raiz das plantas (SANTOS et al., 2005).

Diante do exposto objetivou-se com este trabalho estabelecer um protocolo para micropropagação *in vitro* de *Amburana cearensis*.

MATERIAL E MÉTODOS

As sementes de *Amburana cearensis*, obtidas de seis plantas matrizes, foram coletadas no município de Soledade-PB, no ano de 2013. Os experimentos foram realizados no Laboratório de Cultura de Tecidos da Universidade Federal da Paraíba.

Experimento I

A desinfestação das sementes foi realizada em condições assépticas em câmara de fluxo laminar, através da imersão em álcool a 70% por um minuto, seguido de solução de hipoclorito de sódio (2,5% de cloro ativo) com duas gotas de detergente neutro por 10 minutos, e posteriormente, as sementes foram enxaguadas três vezes com água destilada, deionizada e autoclavada (DDA) e inoculadas em tubos de ensaio (25 x 150 mm) contendo 10 ml de meio de cultura e tampados com tampas de polipropileno. Os mesmos foram mantidos em sala de crescimento numa temperatura de 25 ± 3 °C, sob $40 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ de densidade de fluxo de fótons e fotoperíodo de 16 h.

As sementes foram colocadas nos meios (B5, MS, MS½, WPM e White) suplementado com diferentes concentrações de sacarose (0; 10; 20; 30; e 40 g L⁻¹) e solidificado com 2,8 g L⁻¹ de phytagel, obedecendo às condições assépticas, onde todo o material utilizado foi autoclavado a 1 atm de pressão e 120 °C por 30 min. O pH do meio de cultura foi aferido para $5,7 \pm 0,1$ com hidróxido de sódio (NaOH) e/ou ácido clorídrico (HCl) a 0,1 N antes da autoclavagem.

Aos 30 dias após a instalação do experimento, avaliaram-se: porcentagem de germinação, índice de velocidade de germinação, comprimento da raiz principal e parte aérea, massa seca das raízes e da parte aérea.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado (DIC) em esquema fatorial 5 x 5 (cinco concentrações de sacarose x cinco tipos de meio de cultura), totalizando 25 tratamentos com quatro repetições e 10 tubos por repetição.

Experimento II

Para a multiplicação, foram utilizados o segmento cotiledonar (SC), o segmento nodal (SN), o segmento internodal (SIN) e o ápice caulinar (AC), retirados das plântulas emersas *in vitro*, com 30 dias. Os explantes foram colocados verticalmente em meio de cultura B5 (30 g L⁻¹ de sacarose) suplementado com 6-benzilaminopurina (BAP) em cinco concentrações (0,0; 2,22; 4,44; 8,88 e 17,76 µM) e ácido naftaleno acético (ANA) com duas concentrações (0,0 e 0,5 µM).

Aos 60 dias após a instalação do experimento, avaliaram-se a porcentagem de brotos, número de brotos, número de folhas, número de folhas por broto.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado (DIC) em esquema fatorial 2 x 4 x 5 (duas concentrações de ANA x quatro tipos de explante x cinco concentrações de BAP), totalizando 40 tratamentos com quatro repetições e 10 tubos por repetição.

Experimento III

No experimento de enraizamento, foram utilizados brotos com um par de folhas (~2,0 cm de comprimento) provenientes do explante segmento cotiledonar, colocados em meio de cultura B5 suplementados com diferentes concentrações de AIB (0,0; 0,5; 1,0; 1,5 e 2,0 µM) na presença de 1,0 g L⁻¹ de carvão ativado.

O experimento foi instalado em DIC com quatro concentrações de AIB, totalizando cinco tratamentos, com quatro repetições e 10 tubos por repetição. Aos 60 dias após a instalação do experimento avaliaram-se a porcentagem de explantes enraizados, número de raízes por explante, comprimento de raiz principal (cm).

Aclimação – Após sessenta dias de cultivo, as plantas enraizadas *in vitro* foram transferidas para recipientes plásticos de 0,7 L, contendo húmus de minhoca, mantidas em câmara de fluxo, com temperatura e umidade relativa ambiente. Cada planta foi protegida com um saco plástico transparente. No quinto dia foi realizado um corte no saco, retirando-se as plantas no décimo dia de transplantio. Aos 30 e 60 dias da transferência avaliaram-se a porcentagem de sobrevivência das plantas e sua aclimação.

Para a análise estatística, os dados foram submetidos à análise de variância, sendo os dados quantitativos avaliados por regressão no software estatístico SISVAR.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Experimento I

A análise de variância revelou efeito altamente significativo ($p < 0,01$) da interação meios x concentrações de sacarose para todas as variáveis estudadas.

Com base nos dados da figura 11, observa-se que com o aumento das doses de sacarose ocorre decréscimo na porcentagem de germinação, exceto no meio MS (MURASHIGE e SKOOG, 1962), o qual proporciona uma maior germinação (18%) na dose de $20,4 \text{ g.L}^{-1}$. Porém, a maior porcentagem de germinação (99%) aconteceu quando o semeio foi efetuado no meio B5 sem sacarose, seguido do meio $\text{MS}_{1/2}$ sem sacarose (98%). Contudo, a viabilidade das sementes foi sensivelmente comprometida pelo acréscimo de sacarose.

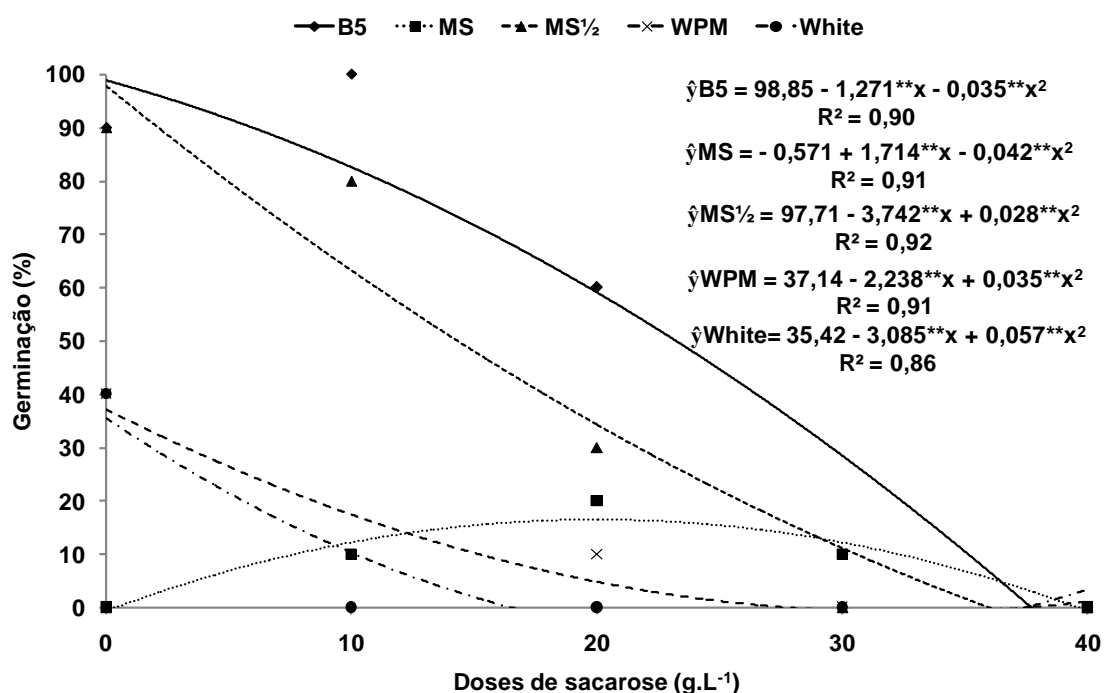


Figura 11. Germinação de sementes de *Amburana cearensis* em diferentes meios de cultura e doses de sacarose

Estudando sementes de *Hancornia speciosa* Gomez, Pinheiro et al. (2001) demonstraram que na ausência (controle) e na presença de 10 g L⁻¹ de sacarose, foram observadas as maiores taxas de germinação. Lima et al. (2007) obtiveram melhor desenvolvimento de eixos embrionários de urucu (*Bixa orellana* L.) em meio MS com concentração de 10 g L⁻¹. Tais constatações, provavelmente, devem-se ao fato de que a semente já possua em sua reserva nutritiva um teor de sacarose que lhe permita a emergência da plúmula e da raiz primária; adicionalmente, o excesso de sacarose colocado no meio extracelular pode ter provocado uma maior perda de água devido à pressão osmótica exercida sobre a semente (TOLEDO e MARCOS FILHO, 1977).

Segundo Souza (2003), dependendo da espécie, não há necessidade de suplementação do meio com sacarose. Porém, especula-se que a adição de sacarose ao meio de cultura favoreça a manutenção das plântulas *in vitro* por maior período de tempo. Nesse sentido, Pereira et al. (2006) verificaram que embriões de murmurú (*Astrocaryum ulei*), em estágio maduro, necessitam de sacarose na concentração de até 15 g L⁻¹ no meio de cultura para aumentar a taxa de germinação.

O meio de cultura MS (MURASHIGE e SKOOG, 1962) mostrou-se mais eficiente para a micropropagação de *Ocotea porosa* (PELEGRINI et al., 2011),

Schizolobium parayba var. *amazonicum* (REIS et al., 2009) e *Eugenia involucrata* DC. (GOLLE et al., 2012). O meio nutritivo WPM (LLOYD e MCCOWN, 1981) apresenta 25% das concentrações de íons nitrato e amônia do meio MS, além de mais potássio e um alto nível de íons sulfato, tendo sido amplamente utilizado para a micropropagação de espécies lenhosas (OLIVEIRA et al., 2013).

Um dos componentes essenciais ao cultivo *in vitro* são os carboidratos, pois as plantas propagadas nesta condição necessitam de uma fonte de energia externa, já que nesta fase são praticamente heterotróficas (CALDAS et al., 1998). Desta forma várias fontes de carboidratos tais como sacarose, maltose e glucose (REGO-OLIVEIRA et al., 2003; MOREIRA et al., 2009), são adicionadas aos meios de cultura convencionais visando suprir esta necessidade. Entretanto, os meios de cultura comerciais são complexos, com diversos nutrientes, vitaminas e reguladores de crescimento (VENTURA et al., 2002), que elevam os custos da propagação.

A germinação das sementes de *A. cearensis* começou aos oito dias após a instalação do teste, caracterizando-se pelo seu intumescimento; ocorrendo, em seguida, a protrusão da radícula que, com sua elongação, percebeu-se a diferenciação da radícula e do hipocótilo-epicótilo. Com o crescimento, surgiram as raízes secundárias. Aos 30 dias ficou caracterizada a plântula normal.

Algumas plântulas normais totalmente desenvolvidas produziram lenticelas no hipocótilo e epicótilo. Essas lenticelas surgiram com coloração branca na superfície caulinar.

No índice de velocidade de germinação (Figura 12), nota-se comportamento semelhante ao da germinação em que os maiores índices foram provenientes das condições oferecidas pelos meios sem sacarose, com destaque para os meios B5 e MS½, ambos com índice de velocidade de 0,114, exceto novamente para o meio MS, o qual teve maior índice de velocidade de germinação (0,083) com a utilização de sacarose na concentração de 20 g.L⁻¹.

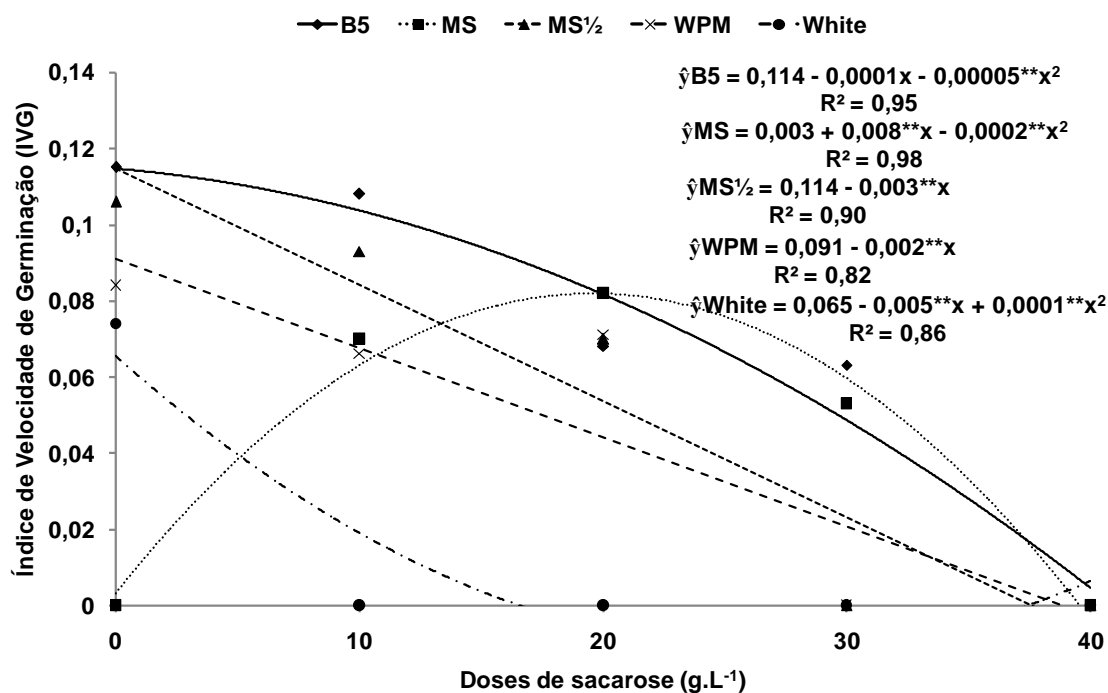


Figura 12. Índice de velocidade de germinação de sementes de *Amburana cearensis* em diferentes meios de cultura e doses de sacarose

Considerando que a elevada pressão osmótica reduz o crescimento das plantas e afeta o metabolismo celular (CALDAS et al., 1998), o aumento da concentração de sacarose no meio de cultura provavelmente promoveu um efeito depressivo no metabolismo das plântulas.

Quanto ao comprimento da raiz principal, (figura 13) verifica-se maior comprimento (4,09 cm) nas plântulas de *A. cearensis* oriundas do meio B5 na concentração de sacarose de 7,1 g.L⁻¹. Observa-se, ainda que os menores valores de comprimento da raiz principal ocorreu nos meios MS^{1/2}, WPM e White, com (2,48; 2,12 e 1,15cm), respectivamente. No meio MS o maior comprimento (2,71 cm) foi registrado na concentração de sacarose de 21,4 g.L⁻¹.

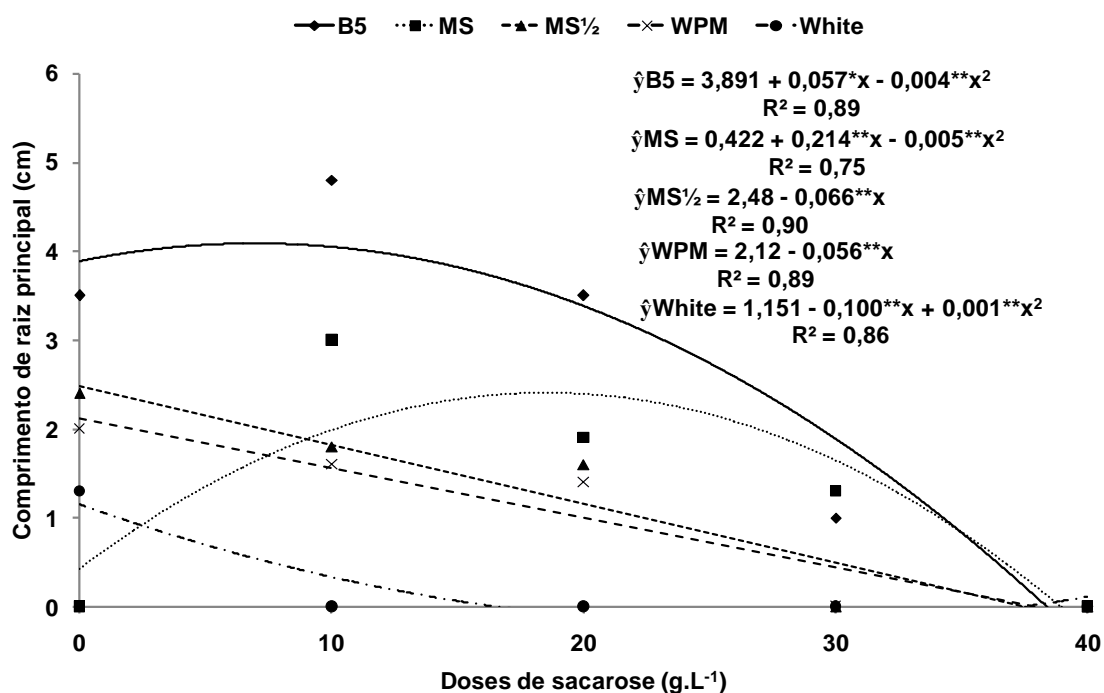


Figura 13. Comprimento de raiz principal de plântulas de *Amburana cearensis* em diferentes meios de cultura e doses de sacarose

Num substrato com deficiência de nutrientes, aumentar o comprimento das raízes é uma maneira da plântula buscar os nutrientes necessários ao seu crescimento mesmo que isto implique em gasto de reservas (SOARES et al., 2011).

Mais uma vez destaca-se que o aumento das concentrações de sacarose nos meios de cultura resultou na diminuição do comprimento de parte aérea de plântulas de *A. cearensis*, exceto no meio MS que proporcionou maior comprimento de parte aérea (3,94 cm) na concentração de sacarose de 20,4 g.L⁻¹. No entanto, para os meios de cultura B5, MS^{1/2}, WPM e White, o maior comprimento de parte aérea ocorreu na ausência de sacarose, com destaque no meio B5, com 7,30 cm (Figura 14).

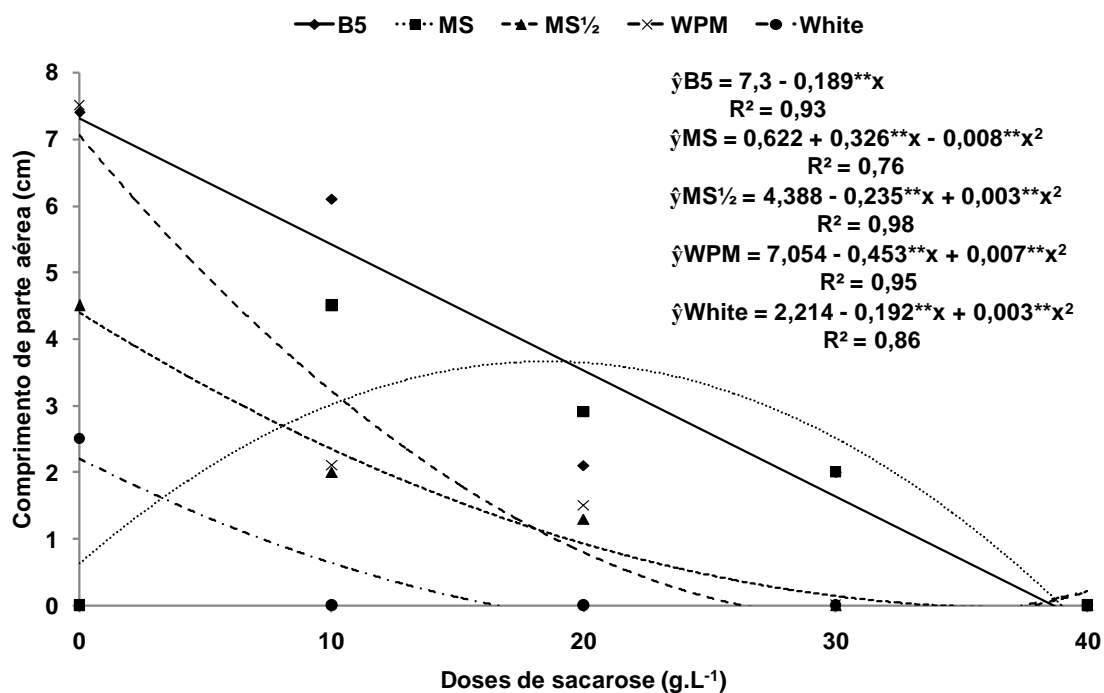


Figura 14. Comprimento de parte aérea de plântulas de *Amburana cearensis* em diferentes meios de cultura e doses de sacarose

A concentração mais utilizada no preparo do meio de cultura MS é de 30 g.L⁻¹, entretanto, modificações nesse número podem beneficiar o cultivo *in vitro* (PASQUAL, 2001). A sacarose, mesmo sendo essencial ao crescimento das culturas *in vitro*, o seu excesso pode ser prejudicial, pois inibe a síntese de clorofila, reduzindo a capacidade fotossintética das culturas, mesmo sendo essencial ao crescimento (YAMADA e SATO, 1978). Embora o açúcar não seja o componente de maior custo no preparo do meio de cultura, a redução de sua concentração pode ser economicamente favorável, especialmente para a produção comercial de mudas (HOFFMANN, 1999).

O aumento das concentrações de sacarose nos meios de cultura influenciou negativamente, o acúmulo de massa seca de raízes, exceto para o meio MS que teve maior acúmulo (5,12 mg) na concentração de sacarose de 17,9 g. L⁻¹. Porém, convém ressaltar que o maior acúmulo de massa seca (28,5 mg) foi obtido no meio B5 na ausência de sacarose (Figura 15).

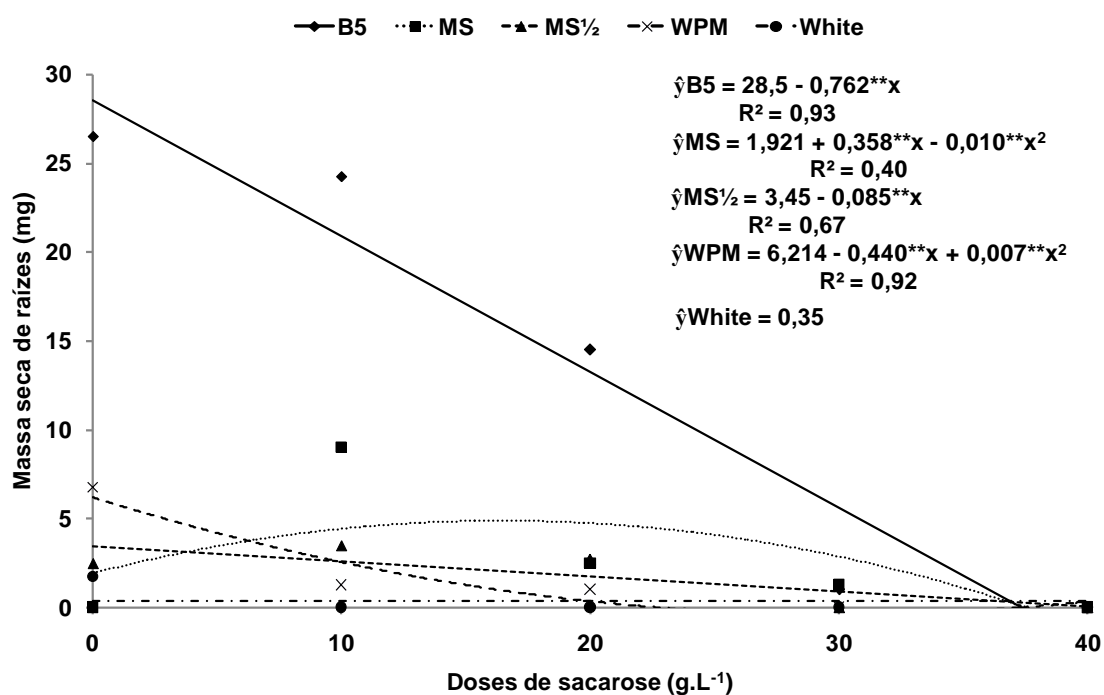


Figura 15. Massa seca de raízes de plântulas de *Amburana cearensis* em diferentes meios de cultura e doses de sacarose

Conforme Salisbury e Ross (1994), maior massa seca de plantas *in vivo* significa maior acúmulo de fotossintetizados e maior absorção de minerais.

Na ausência de sacarose nos meios de cultura observaram-se maiores conteúdos de massa seca de parte aérea de plântulas de *A. cearensis*, com exceção do meio MS que tem seu máximo (7,59 mg) na concentração de sacarose de 16,6 g.L⁻¹. Destaca-se, também o meio B5 sem sacarose (Figura 16) que proporcionou o máximo de conteúdo de massa seca (30,13 mg).

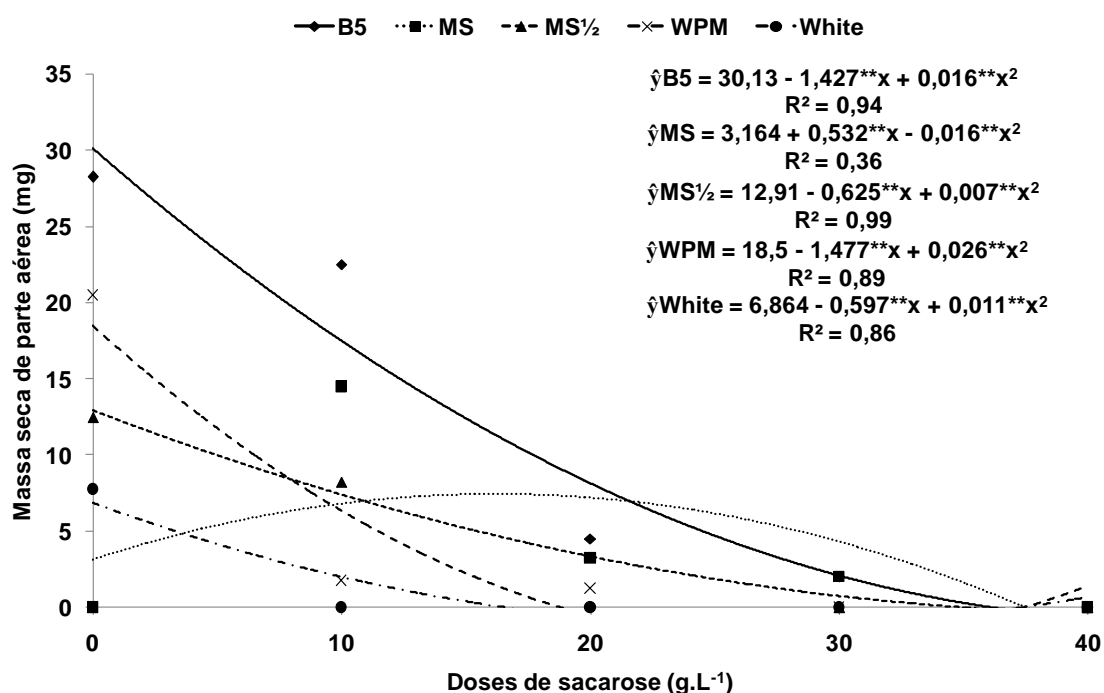


Figura 16. Massa seca de parte aérea de plântulas de *Amburana cearensis* em diferentes meios de cultura e doses de sacarose

Os meios de culturas suplementados com 15 e 30 mg L⁻¹ de sacarose proporcionaram a obtenção de plântulas mais vigorosas, com maior acúmulo de massa seca de plântulas de beterraba (*Beta vulgaris* L.) (BRAUN et al., 2010). Segundo Calvete et al. (2002) a variação da dose de sacarose influencia diretamente na produção da biomassa, tanto na parte aérea como no sistema radicular.

Experimento II

No tocante a porcentagem de brotos em explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP, na ausência ou presença de ANA e diferentes explantes (figura 17A), observa-se que na ausência de ANA as concentrações de BAP não influenciaram a porcentagem de brotos nos diferentes tipos de explantes, exceto com o explante SIN (segmento internodal) que obteve seu percentual máximo de brotos (22,91%) na concentração de 9,24 µM, com posterior decréscimo.

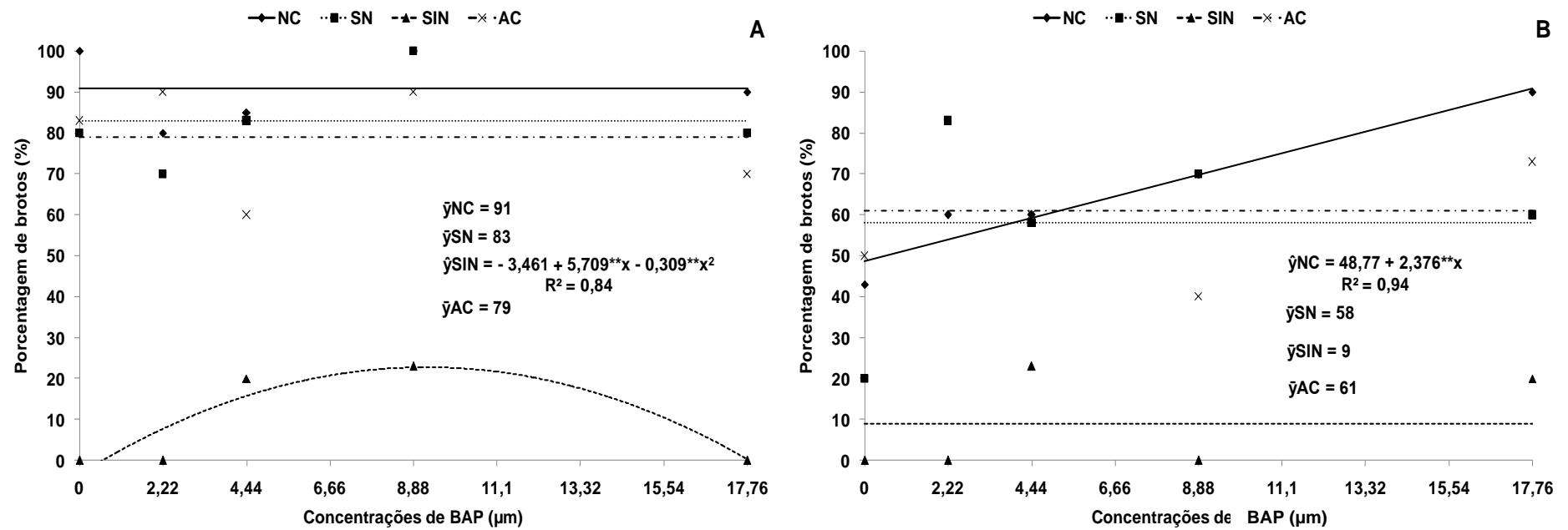


Figura 17. Porcentagem de brotos em explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP, ausência (A) ou presença (B) de ANA e diferentes explantes
 NC = Nó cotiledonar; SN = Segmento nodal; SIN = Segmento internodal; AC = Ápice caulinar

Moreira-Dias et al. (2001) relatam que independentemente do meio de cultura e das condições de incubação, a organogênese diminui em função da distância do nó cotiledonar, ou seja, quanto mais distante do nó cotiledonar, menor a frequência de desenvolvimento de gemas adventícias.

Flôres et al. (2011) obtiveram o maior número de brotações por explante (1,6) em culturas de *Luehea divaricata* Mart. quando o meio estava isento de reguladores de crescimento vegetal.

Em segmentos nodais de mogno, Schottz (2003) encontrou alta taxa de multiplicação (7,22 brotos por segmento) em meio de cultura MS contendo 10 μM de BAP e 2,2 μM de 2-iP.

O efeito do BAP em estimular a produção de brotos também foi observado em *Melia azedarach*, em que essa citocinina, na concentração de 17,75 μM , proporcionou uma média de 23,75 brotos por explante (THAKUR et al., 1998). Para *Anacardium occidentale*, também a melhor proliferação de brotos axilares foi obtida com BAP (com aproximadamente 70% de brotos multiplicados), em comparação com 2-iP e com outras citocininas como cinetina e zeatina (MNENEY e MANTELL, 2002).

Já na presença de ANA 0,5 μM (Figura 17B), verifica-se comportamento semelhante com a ausência de ANA, pois as concentrações não influenciaram a porcentagem de brotos dos diferentes explantes, exceto para o explante NC (nó cotiledonar) que aumentou linear e positivamente a porcentagem de brotos com o acréscimo das concentrações de BAP.

Para o número de brotos (Figura 18), constata-se, na ausência de ANA e com a adição de diferentes concentrações de BAP, que ocorre um aumento no número de brotos chegando ao máximo (1,88) na concentração de BAP de 7,75 μM , diminuindo posteriormente. Porém, na presença de ANA 0,5 μM a resposta é inversamente proporcional, decrescendo com o aumento das concentrações de BAP até a concentração de 1,26 μM e aumentando em seguida, ambas se equiparando na concentração de BAP de 8,75 μM .

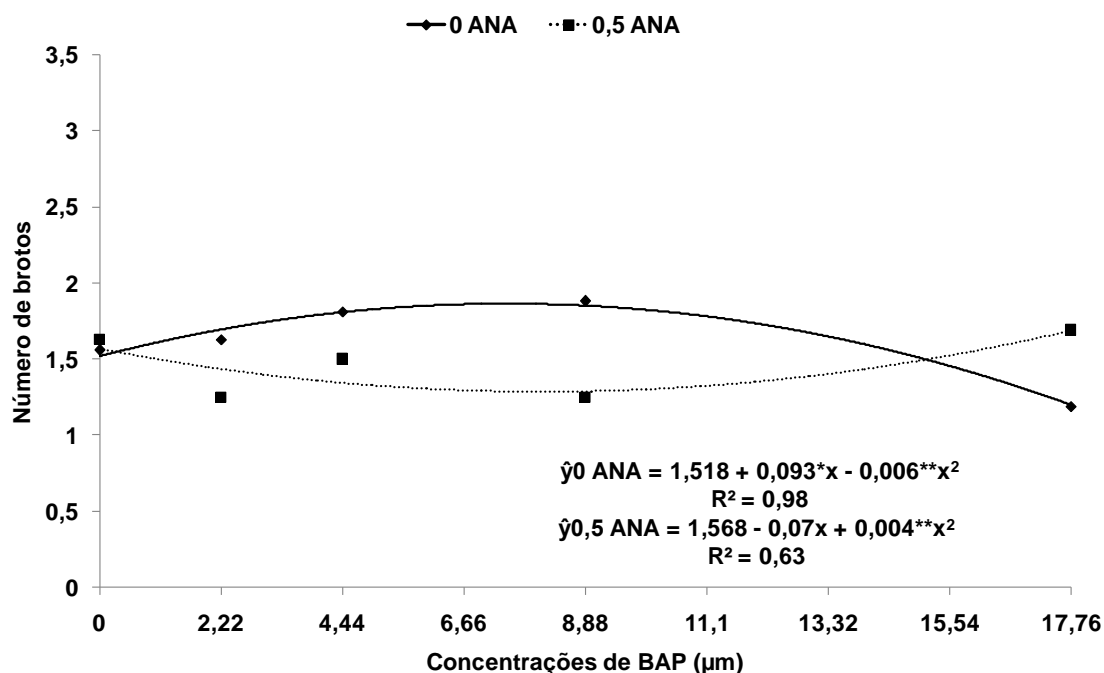


Figura 18. Número de brotos em explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP e ausência (A) ou presença (B) de ANA

Dentre as citocininas, BAP que tem sido a mais indicada para promover a proliferação de partes aéreas e indução de gemas adventícias *in vitro* (GRATTAPLAGLIA e MACHADO, 1998), é considerada a mais eficiente na multiplicação de diversas espécies lenhosas.

Dentre as auxinas, o ácido naftalenoacético (ANA) é uma das mais empregadas em concentrações que variam conforme a espécie e/ou cultivar (GRATTAPLAGLIA e MACHADO, 1998), sendo utilizada com êxito em combinações com outras citocininas na indução de brotos em várias espécies vegetais.

O comportamento observado para a espécie pode ser atribuído às características que os reguladores de crescimento vegetal possuem em inibir, promover ou modificar as diferentes respostas fisiológicas, mesmo em baixas concentrações, através das quais controlam o crescimento e desenvolvimento da planta (VIEIRA et al., 2010).

Sabá et al. (2002), trabalhando com a micropropagação do jaborandi (*Pilocarpus microphyllus* Stapf) obtiveram 1,8 brotos por explante na concentração de 6,66 μM de BAP. Entretanto, Das et al. (1996) observaram a formação de 10-12 brotos de *A. occidentale* L. por explante em meio MS com 4,4 μM de BAP; 2,32 μM de CIN e 9,12 μM de ZEA.

Para algumas espécies, o meio de cultura pode ser suplementado com uma baixa concentração de auxina, além das citocininas, conforme se constata em trabalho realizado com *Cedrela fissilis*, os autores observaram que os reguladores BAP e ANA associados em concentrações de 1 mg.L^{-1} e $0,1 \text{ mg.L}^{-1}$ respectivamente foram suficientes para o crescimento de brotações *in vitro* (KIRST e SEPEL, 1996).

Borges Júnior et al. (2004) encontraram a melhor dosagem para multiplicação de brotações de *Acacia mearnsii* de $2,0 \text{ mg.L}^{-1}$ de BAP em meio B5, porém, nesse meio ocorreu a formação de calos na base dos explantes à medida que a taxa de concentração foi aumentada. Uma vez que as citocininas, como é o caso do BAP, costumam induzir a regeneração de brotações e inibir o crescimento do sistema radicular (GRATTAPLAGLIA e MACHADO, 1998). O BAP é uma das citocininas de menor custo e tem sido muito eficaz na multiplicação de diversas espécies.

Na Figura 19, nota-se que os diferentes explantes juntamente com as concentrações de BAP não influenciaram o número de brotos.

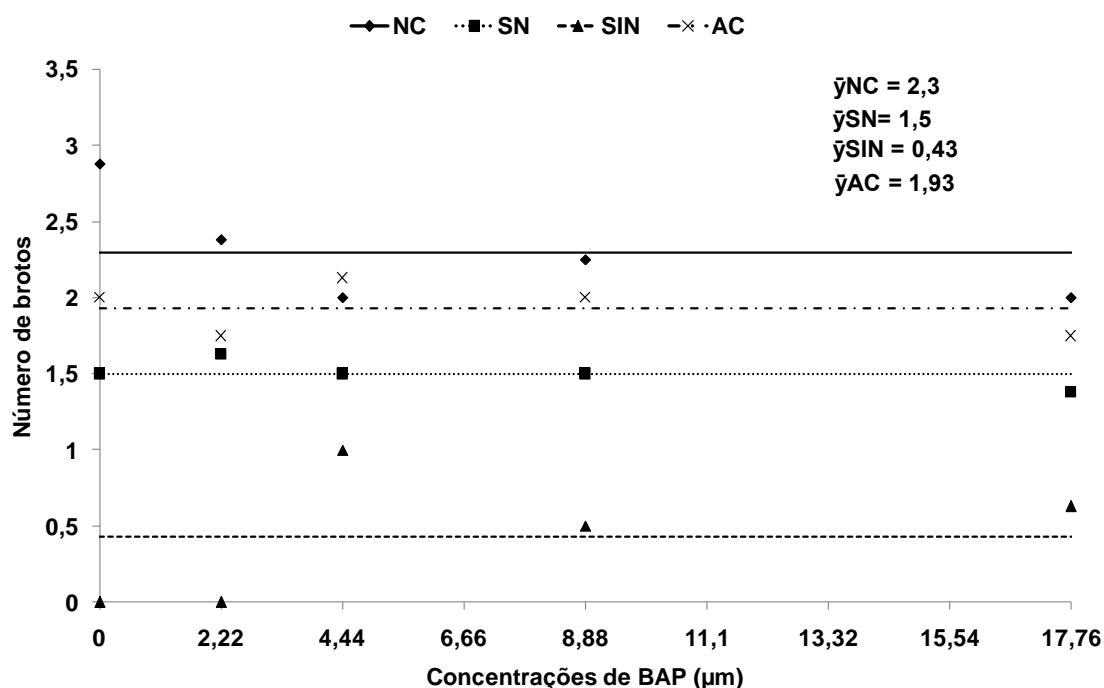


Figura 19. Número de brotos em explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP e diferentes explantes

Pesquisas relativas a espécies florestais como sucupira-preta (*Bowdichia virgilioides*), o uso de BAP evidenciou elevadas taxas de multiplicação de brotos (MOURA et al., 2012).

Andrade et al. (2000) obtiveram a regeneração de apenas um broto de *Myracrodruon urundeuva* Fr. All. por segmento nodal, utilizando um meio suplementado com 2,3 μM e 4,5 μM de BAP.

Já para *Cedrela fissilis* Nunes et al. (2002) obtiveram os melhores resultados das brotações com 1,25 e 2,5 μBA , os quais formaram 2,6 e 2,7 brotações por explantes, respectivamente. Enquanto, Cordeiro (2004) verificou que, para *Schyzolobium amazonicum*, a concentração de 3 mg.L^{-1} de BAP proporcionou o maior número de brotos por explante (2,14). Ribas et al. (2005) obtiveram uma média de 2 brotações por segmento nodal de *Aspidosperma polineurum* em meio WPM adicionado com 4,4 $\mu\text{M.L}^{-1}$ de BAP.

O número de folhas nos explantes de *A. cearensis* não teve influência com o aumento das concentrações de BAP (Figura 20). Para a catingueira (*Caesalpinia pyramidalis* Tul.) foi verificado baixo número de folhas (SILVA et al., 2014).

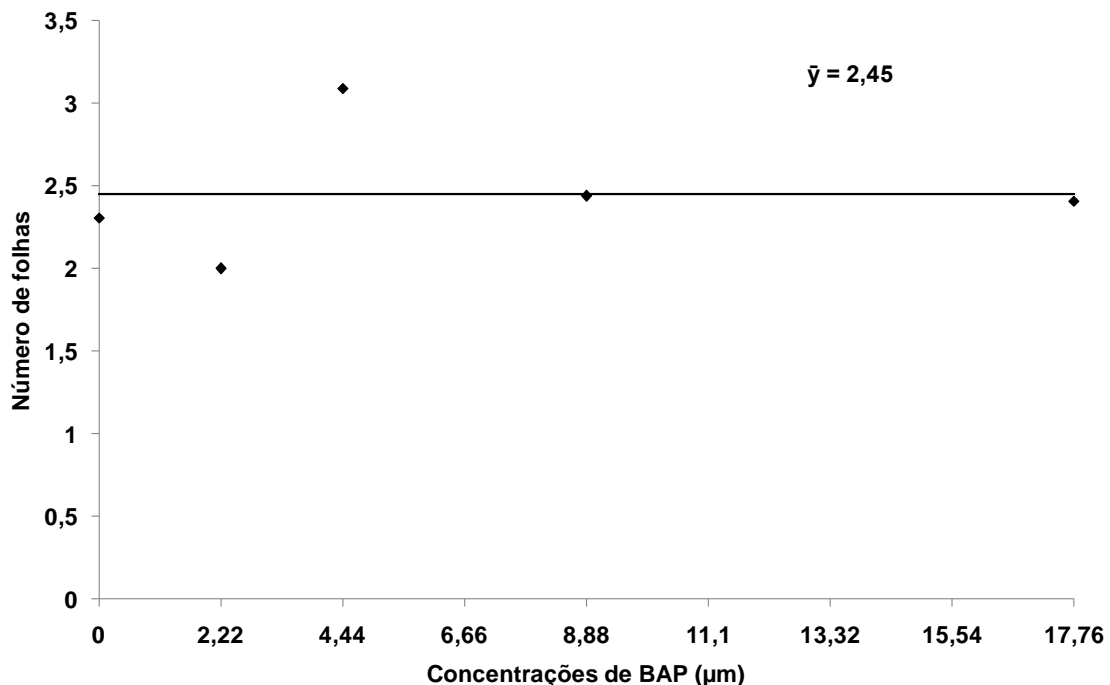


Figura 20. Número de folhas de explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP

Na ausência de ANA, verifica-se um aumento do número de folhas com o incremento das concentrações de BAP até atingir o máximo (3,27) na concentração de BAP de 9,28 μM , diminuindo a partir desta (Figura 11). No entanto, na presença de 0,5 μM de ANA as concentrações de BAP não influenciam o número de folhas (Figura 21).

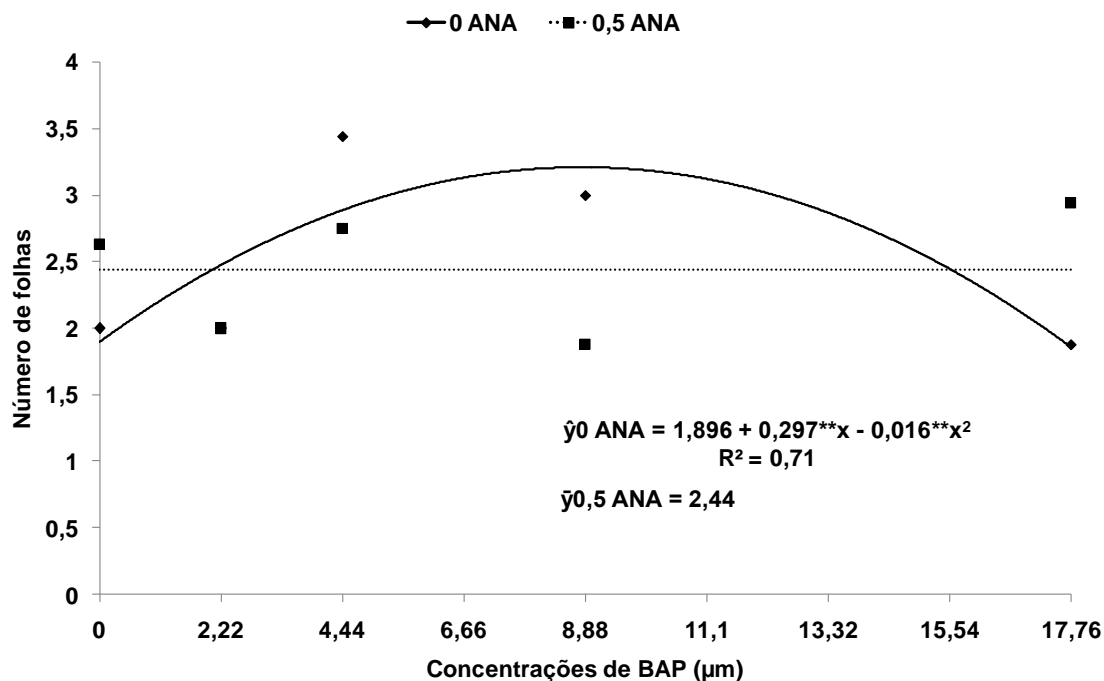


Figura 21. Número de folhas em explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP e ausência (A) ou presença (B) de ANA

Costa et al. (2010) observaram efeito linear crescente para o número de folhas de *Erythrina velutina* Willd., alcançando uma média de 9,4 folhas em meio de cultura suplementado com 17,76 μM de BAP combinado com 1,34 μM de ANA.

Para o número de folhas por broto, observa-se que na ausência (Figura 22A) e presença de ANA 0,5 μM (Figura 22B) os tipos de explantes e as concentrações de BAP não influenciaram o número de folhas por broto, exceto com o explante SIN na ausência de ANA, o qual aumentou com as crescentes concentrações de BAP, atingindo seu máximo (1,35) na concentração de 9,47 μM de BAP, diminuindo a partir desta.

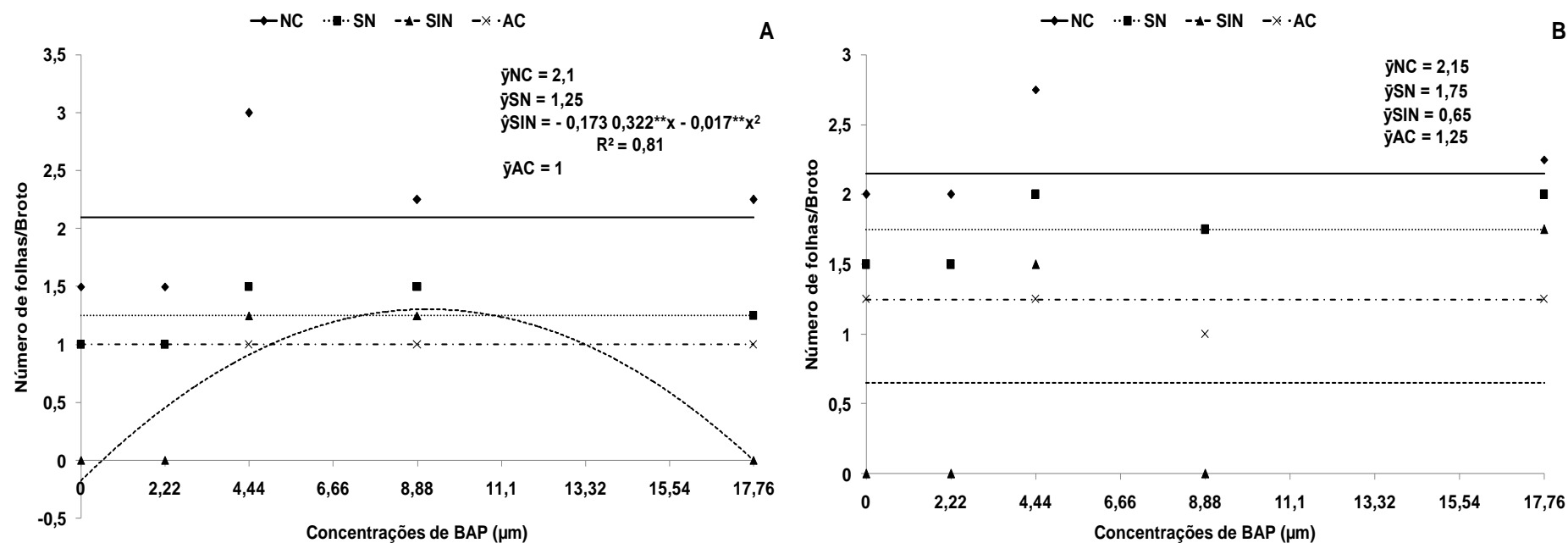


Figura 22. Número de folhas por brotos em explantes estabelecidos, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de BAP, ausência (A) ou presença (B) de ANA e diferentes explantes
 NC = Nó cotiledonar; SN = Segmento nodal; SIN = Segmento internodal; AC = Ápice caulinar

O número de folhas é uma variável de grande relevância em trabalhos de propagação *in vitro* durante a fase de multiplicação, pois na inserção entre o caule e a folha existe a produção de gema, a qual poderá originar a um novo broto e, conseqüentemente, aumentar a produção de novas mudas (COSTA et al., 2010).

Experimento III

Na figura 23, observa-se um aumento da porcentagem de explantes enraizados de *A. cearensis* à medida que se aumentam as concentrações de AIB, com seu máximo (85%) na concentração de 1,8 μ M, tendendo a diminuir a partir desta concentração.

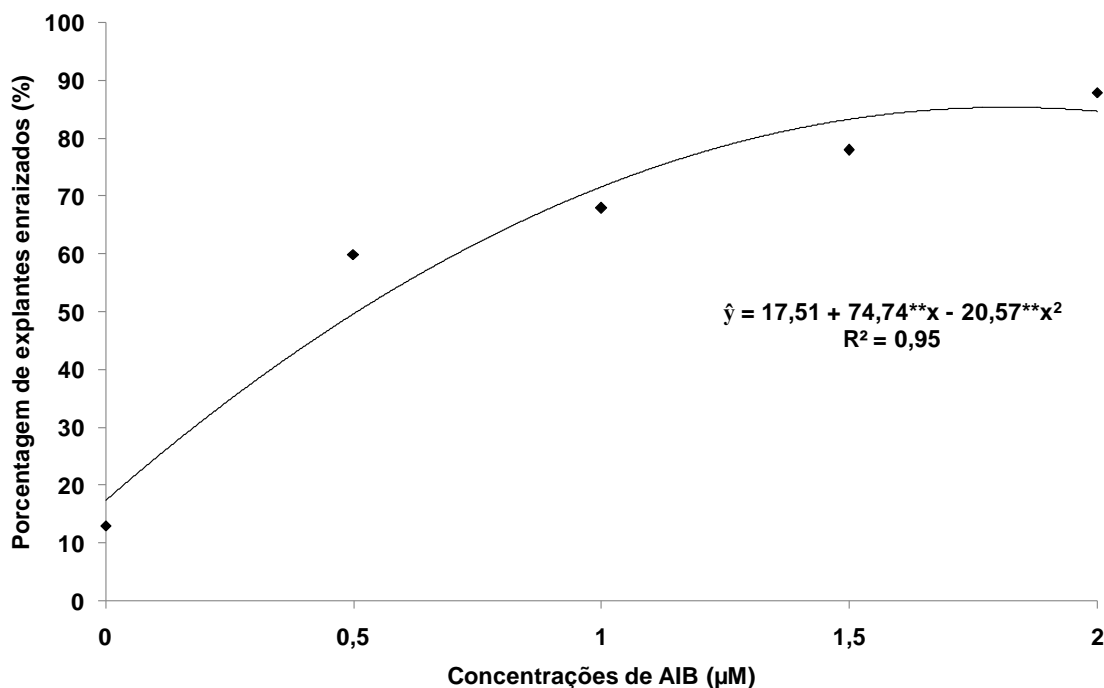


Figura 23. Porcentagem de explantes enraizados de *Amburana cearensis*, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de AIB

Da mesma maneira, no caso de *Pinus taeda* foi mostrado que as respostas à auxina durante a formação de raízes adventícias incluem a indução da reorganização celular e a divisão celular, seguida pela organização do meristema radicial (GREENWOOD et al., 2001). Em *Azadirachta excelsa*, a taxa foi de 80% após 28 dias,

para microestacas enraizadas na presença de 2,7 μM de ANA e 4,9 mM de AIB (LIEW et al., 1999).

Reddy et al. (2001) observaram que plantas de *Decalepis hamiltonii* tiveram um enraizamento de 100% em meio MS adicionado de 4,4 mg L^{-1} de AIB mais 0,25% de carvão ativado. Nirmal et al. (2003) obtiveram melhores resultados no enraizamento *in vitro* de *Cinnamomum camphora* em meio WPM, com a adição de AIB associado ao carvão ativado.

Embora o meio de cultura testado não tenha apresentado a auxina sintética AIB em sua composição, que é uma das mais utilizadas em eficácia para promover o enraizamento, foi comprovado que, mesmo com a ausência do AIB, é possível promover o enraizamento *in vitro* de *A. cearensis*.

A adição de AIB no meio de cultura indica efeito significativo no número de raízes por explante aumentando linearmente com seu incremento (Figura 24).

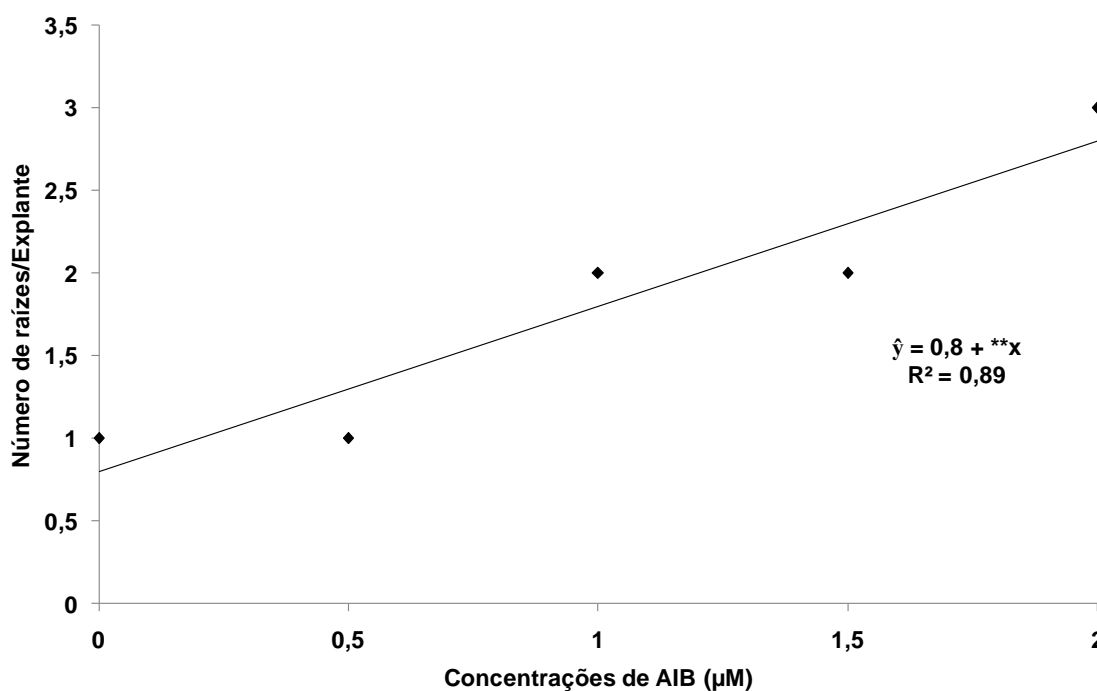


Figura 24. Número de raízes por explantes enraizados de *Amburana cearensis*, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de AIB

Resultado semelhante foi verificado para o comprimento de raiz principal, o qual teve aumento linear significativo com a adição de AIB, com maior valor de comprimento de raiz principal na maior concentração de AIB utilizada (Figura 25).

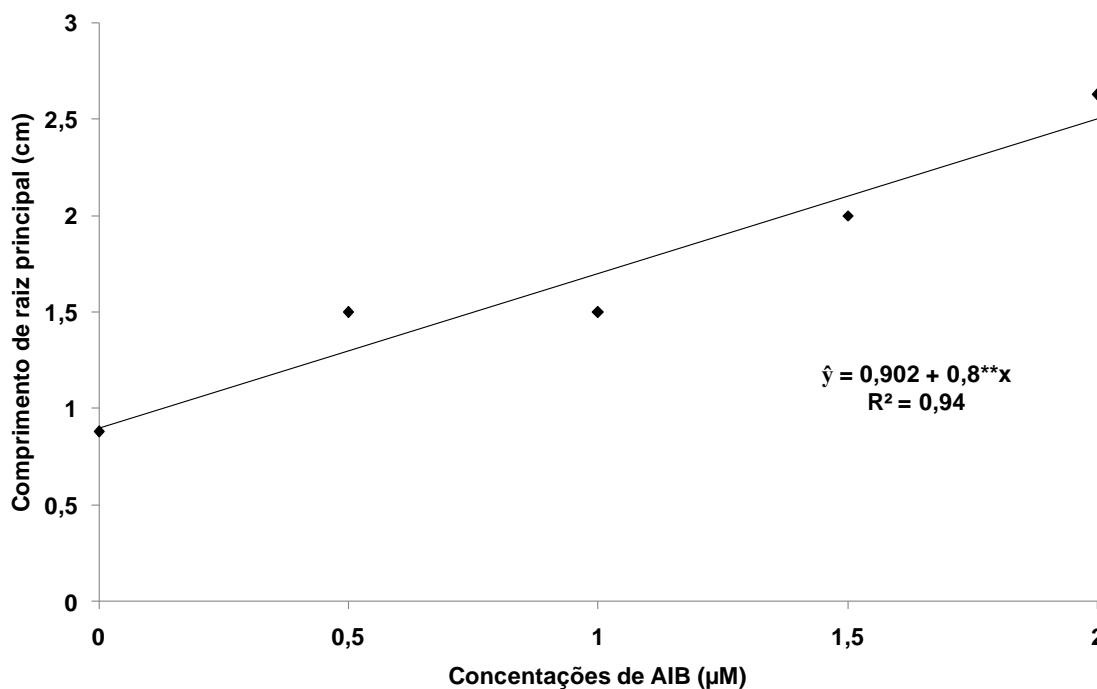


Figura 25. Comprimento de raiz principal de explantes enraizados de *Amburana cearensis*, inoculados em meio B5 com diferentes concentrações de AIB

De acordo com Almeida et al. (2012), a composição do meio de cultura e os fatores ambientais (GEORGE et al., 2008) podem resultar na intensificação das respostas morfogênicas, bem como, em maior número de explantes responsivos. O meio de cultura MS (MURASHIGE e SKOOG, 1962) mostrou-se mais eficiente para a micropropagação de *Ocotea porosa* (PELEGRINI et al., 2011), *Schizolobium parayba* var. *amazonicum* (REIS et al., 2009) e *Eugenia involucrata* DC. (GOLLE et al., 2012). A maioria das espécies formam raízes com adição de 20-30 g.L⁻¹ de sacarose (GEORGE, 1996).

Num substrato com deficiência de nutrientes, aumentar o comprimento das raízes é uma maneira da plântula buscar os nutrientes necessários ao seu

desenvolvimento mesmo que isto implique em gasto de reservas (SOARES et al., 2011).

O tipo do sistema de raízes, obtido no enraizamento *in vitro*, também determina o sucesso do transplante, sendo as raízes mais curtas as mais adequadas, por estarem em fase de crescimento ativo, facilitando o pegamento da planta (GRATTAPLAGLIA e MACHADO, 1990).

Aclimação

Aos 60 dias do processo de aclimação de *A. cearensis*, verificou-se 36% de sobrevivência das plantas. Para algumas espécies lenhosas é comum encontrar taxas de aclimação abaixo de 50%. Esta etapa é muito delicada, pois as plantas podem ser afetadas por diversos fatores, sendo assim, limitante para muitas espécies micropropagadas.

Um número expressivo de espécies vegetais micropropagadas não sobrevive quando transferidas das condições *in vitro* para ambiente de casa de vegetação ou campo (HARARIKA, 2003). A maioria das espécies cultivadas *in vitro* requer um processo de aclimação, o qual consiste de modificações morfológicas, anatômicas e fisiológicas necessárias às plantas para que possam sobreviver e crescer vigorosamente em um novo ambiente (GRATTAPLAGLIA e MACHADO, 1998; CARVALHO et al., 1999; HARARIKA, 2003).

Uma fase de aclimação *ex vitro*, logo após as etapas de cultivo *in vitro*, é necessária e vantajosa, pois possibilita que alterações fisiológicas e estruturais, adaptativas das plantas ao novo ambiente ocorram nas plantas (MARIN, 2003). Nesse sentido, a realização de estudos sobre as modificações induzidas nas diferentes etapas da micropropagação auxiliam significativamente, o desenvolvimento de técnicas mais eficazes de aclimação (GONÇALVES et al., 2000; ROHR et al., 2003).

CONCLUSÕES

O meio B5 proporciona as melhores condições para a germinação e o crescimento inicial de plântulas de *Amburana cearensis*;

Para germinação e crescimento inicial de plântulas de *A. cearensis* não se faz necessário a utilização de sacarose no meio de cultura;

O explante nó cotiledonar de plântulas de *A. cearensis* demonstra melhor competência organogênica na etapa de multiplicação;

A presença dos reguladores vegetais BAP e ANA tem pouca influência no crescimento das brotações em explantes de *A. cearensis*;

As concentrações do regulador vegetal AIB favorecem a emissão de raízes de explantes de *A. cearensis*;

A aclimação das mudas de *A. cearensis* nas condições utilizadas foi baixa.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA, M.; GRANER, E.M.; ALMEIDA, C.V.; BRONDANI, G.E.; ABREU-TARAZI, M.F. Pre-procambial cells are niches for pluripotent and totipotent stem-like cells for organogenesis and somatic embryogenesis in the peach palm: a histological study. **Plant Cell Reports**, v.31, n.8, p.1495-1515, 2012.

AL-WASEL, A.S. Micropropagation of *Acacia seyal* Del. in vitro. **Journal of Arid Environments**, v.46, n.4, p.425-431, 2000.

ANDRADE, M.W.; LUZ, J.M.K.; LACERDA, A.S.; MELO, P.R.A. Micropropagação de aroeira (*Myracrodruon urundeuva* Fr. All.). **Ciência Agrotécnica**, v.24, n.1, p.174-180, 2000.

ASSIS, K.C.; PEREIRA, F.D.; SANTOS, S.C.; SILVA, F.G.; SILVA, A.F.; MENEZES, C.C.E. Rendimento de explantes e estabelecimento *in vitro* de segmentos nodais de *Anacardium othonianum* Rizz., oriundos de sementes armazenadas por diferentes períodos. **Global Science and Technology**, v.4, n.1, p.1-7, 2011.

BORGES JÚNIOR, N.; SORBOSA, R.C.; MARTINS-CORDER, M.P. Multiplicação *in vitro* de gemas axilares de acácia-negra (*Acacia mearnsii* De Wild.). **Revista Árvore**, v.28, n.4, p.493-498, 2004.

BRAUN, H.; LOPES, J.C.; SOUZA, L.T.; SCHMILDT, E.R.; CAVATTE, R.P.Q.; CAVATTE, P.C. Germinação *in vitro* de sementes de beterraba tratadas com ácido giberélico em diferentes concentrações de sacarose no meio de cultura. **Semina: Ciências Agrárias**, v.31, n.3, p.539-546, 2010.

CALDAS, L.S.; HARIDASAN, P.; FERREIRA, M.E. Meios nutritivos. IN: TORRES, A.C.; CALDAS, L.S.; BUSO, J.A. (Eds) **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília: Embrapa-SPI / Embrapa- CNPH. 1998. p 87-132.

CALVETE, E.O.; KAMPF, A.N.; SUZIN, M. Concentração de sacarose no enraizamento *in vitro* do morangueiro. **Horticultura Brasileira**, v.20, n.2, p.186-191, 2002.

CANUTO, K.M.; SILVEIRA, E.R.; BEZERRA, A.M.E. Estudo fitoquímico de espécimens cultivadas de cumaru (*Amburana cearensis* A. C. Smith). **Química Nova**, v.33, p.662-666, 2010.

CARVALHO, G.R.; PASQUAL, M.; RESENDE, E.; SCARANTE, M.J.; CARVALHO, G.R. Aclimatização de plantas de cafeeiro (*Coffea arabica* L.) propagadas “*in vitro*”. **Ciência e Agrotecnologia**, v.23, n.3, p.483-490, 1999.

CORDEIRO, I.M.C.; LAMEIRO, O.A.; OHASHI, S.T.; ROSA, L.I. Efeito de BAP sobre a proliferação de brotos *in vitro* de *Schizolobium amazonicum*. Huber ex ducke (paricá). **Cerne**, v.10, n.1, p.118-124, 2004.

COSTA, G.M.; NEPOMUCENO, C.F.; SANTANA, J.R.F. Propagação *in vitro* de *Erythrina velutina*. **Ciência Rural**, v.40, n.1, p.1090-1096, 2010.

DAS, S.; JHA, T. B.; JHA, S. *In vitro* propagation of cashewnut. **Plant Cell Reports**, v.15, n.6, p.615-9, 1996.

FLÔRES, A.V.; REINIGER, L.R.S.; CURTI, A.R.; CUNHA, A.C.M.C.M.; GOLLE, D.P.; BASSAN, J.S. Estabelecimento e multiplicação *in vitro* de *Luehea divaricata* Mart. & Zucc. **Ciência Florestal**, v.21, n.1, p.175-182, 2011.

GEORGE, E.F. **Plant propagation by tissue culture**. Part 2: In Practice. 2.ed. Edington: Exegetics, 1996. 1361 p.

GEORGE, E.F. Plant Tissue Culture Procedure – Background. In: E.F George, M.A Hall & G-J Klerk (eds), **Plant Propagation by Tissue Culture: the background**. Vol.1. 3ed., Springer, Dordrecht, 2008. p. 2–28.

GOLLE, D.P.; REINIGER, L.R.S.; CURTI, A.R.; LEON, E.A.B. Estabelecimento e desenvolvimento *in vitro* de *Eugenia involucrata* DC: influência do tipo de explante e do meio nutritivo. **Ciência Florestal**, v.22, n.1, p.207-214, 2012.

GOMES, F. et al. Micropropagação do pinheiro bravo (*Pinus pinaster* Aiton). **Silvia Lusitana**, v.7, n.2, p.139-152, 1999.

GONÇALVES, J.C.; DIOGO, G.; COELHO, M.T. Changes in leaf morphology and anatomy of *in vitro* cultured chestnut plantlets during acclimatization. **Acta Horticulturae**, v.1, n.520, p.183-193, 2000.

GRATTAPAGLIA, D.; MACHADO, M.A. Micropropagação. In: TORRES, A.L.; CALDAS, L.S.; BUSO, J.A. (Eds.). **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília, DF: ASCTP/Embrapa-CNPq, 1998. p.183-260.

GRATTAPAGLIA, D.; MACHADO, M. Micropropagação In: TORRES, A.C.; CALDAS, L.S. (Eds.). **Técnicas e Aplicações de Cultura de tecidos de plantas**. Brasília: ABCTP: EMBRAPA CNPHortaliças, 1990. p. 99-169.

GREENWOOD, M.S.; CUI, X.; XU, F. Response to auxin changes during maturation - related loss of adventitious rooting competence in loblolly pine (*Pinus taeda*) stem cuttings. **Physiologia Plantarum**, v.111, p.373-381, 2001.

HARARIKA, B.N. Acclimatization of tissue-cultured plants. **Current Science**, v.85, n.12, p.1704-1712, 2003.

HOFFMANN, A. **Enraizamento e aclimatização de mudas micropropagadas dos porta-enxertos de maceira ‘Marubakaido’ e ‘M-26’**. Tese (Doutorado em Fitotecnia) –1999. 240f. Universidade Federal de Lavras.

IBAMA. Instituto Brasileiro de Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. **Lista oficial de espécies da flora brasileira ameaçada de extinção**. Portaria n.º.37-N de 3 de abril de 2008. Disponível em: <<http://www.ibama.gov.br>>. Acesso em: 14 Set. 2014.

KIELSE, P.; FRANCO, E.T.H.; PARANHOS, J.T.; LIMA, A.P.S. Regeneração *in vitro* de *Parapiptadenia rigida*. **Ciência Rural**, v.39, n.4, p.1098-1104, 2009.

KIRST, M; SEPEL, M.M.N. Micropropagação de *Cedrella fissilis* Vellozo a partir de ápices de plântulas. In: SIMPÓSIO SOBRE ECOSSISTEMAS NATURAIS DO MERCOSUL, 1., 1996, Santa Maria. **Anais...** Santa Maria. Universidade Federal de Santa Maria, 1996. p.119-126.

LIEW, T.K.; CHAN, L.K.; TEO, C.K.H. In vitro rooting of sentang shoots (*Azadirachta excels* L.) and acclimatization of the plantlets. **In Vitro Cellular and Developmental Biology Plant**, v.35, n.1, p.396-400, 1999.

LIMA, R.V.; LOPES, J.C.; SCHMILDT, E.R.; MAIA, A.R. Germinação *in vitro* de urucu. **Revista Brasileira de Sementes**, v.29, n.1, p.171-177, 2007.

LOYD, G.; MCCOWN, B. Commercially-feasible micropropagation of mountain laurel, *Kalmia latifolia*, by use of shoot-tip culture. **International Plant Propagation Society Proceedings**, v.30, p.421-427, 1981.

MARIN, J.A. High survival rates during acclimatization of micropropagated fruit tree rootstocks by increasing exposures to low relative humidity. **Acta Horticulturae**, v.616, p.139-142, 2003.

MNENEY, E.E.; MANTELL, S.H. Clonal propagation of cashew (*Anacardium occidentale* L.) by tissue culture. **Journal of Horticultural Science & Biotechnology**, v.6, n.7, p.649-657, 2002.

MOREIRA, M.J.S.; COSTA, M.A.P.C.; LEDO, C.A.S.; SOUZA, F.V.D.; BASTOS, L.P.; ROCHA, M.A.C.; SILVA, S.A. Diferentes meios de cultivo no desenvolvimento *in vitro* de *Aechmea miniata*. **Magistra**, v.21, n.4, p.277- 283, 2009.

MOREIRA-DIAS, J.M.; MOLINA, R.V.; GUARDIOLA, J.L.; GARCÍALUIS, A. Daylength and photon flux density influence the growth regulator effects on

morphogenesis in epicotyl segments of Troyer citrange. **Scientia Horticulturae**, v.87, p.275- 290, 2001.

MOURA, L.C.; TITON, M.; FERNANDES, J.S.C.; SANTANA, R.C.; OLIVEIRA, M.L.R. Micropropagação de sucupira-preta por meio de gemas axilares. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.47, n.12, p.1691-1698, 2012.

MOURA, L.C.; TITON, M.; MIRANDA, N.A.; MOREIRA, T.P.; OLIVEIRA, M.L.R. Multiplicação e alongamento *in vitro* de vinhático (*Plathymenia reticulata*). **Scientia Forestalis**, v.40, n.1, p.499-505, 2012.

MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue culture. **Physiologia Plantarum**, v.15, n.1, p.437-497, 1962.

NEHRA, N.S.; BECWAR, M.; ROTTMANN, W.H.; PEARSON, L.; CHOWDHURY, K.; CHANG, S.; WILDE, H.D.; KODRZYCKI, R.J.; ZHANG, C.; GAUSE, K.C.; PARKS, D.W.; HINCHEE, M.A. Forest biotechnology: innovative methods, emerging opportunities. **In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant**, v.41, p.701-717, 2005.

NIRMAL, B.K.; SAJINA, A.; MINOO, D.; JOHN, C.Z.; MINI, P.M.; TUSHAR, K.V.; REMA, J.; RAVINDRAN, P.N. Micropropagation of camphor tree (*Cinnamomum camphora*). **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v.74, p.179-83, 2003.

NUNES, E.C.; CASTILHO, C.V.; MORENO, F.N.; VIANA, A.M. In vitro culture of *Cedrela fissilis* Vellozo (Meliaceae). **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v.70, n.1, p.259-268, 2002.

OLIVEIRA, L.S.; DIAS, P.C.; BRONDANI, G.E. Micropropagação de espécies florestais brasileiras. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v.33, n.76, p.439-453, 2013.

PASQUAL, M. **Cultura de tecidos vegetais: tecnologia e aplicações**: meios de cultura. Lavras-MG: UFLA/FAEPE, 2001. 74p.

PELEGRINI, L.L.; RIBAS, L.L.F.; ZANETTI, F.; KOEHLER, H.S. Micropropagation of *Ocotea porosa* (Nees & Martius) Barroso. **African Journal of Biotechnology**, v.10, n.9, p.1527-1523, 2011.

PEREIRA, J.E.S.; MACIEL, T.M.S.; COSTA, F.H.S.; PEREIRA, M.A.A. Germinação *in vitro* de embriões zigóticos de murmuru (*Astrocaryum uley*). **Ciência e Agrotecnologia**, v.30, n.2, p.251-256, 2006.

PINHEIRO, C.S.R.; MEDEIROS, D.N.; MACEDO, C.E.C. Germinação *in vitro* de mangabeira (*Hancornia speciosa* Gomez) em diferentes meios de cultura. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.23, n.2, p.413-416, 2001.

REDDY, B.O.; GIRIDHAR, P.; RAVISHANKAR, G.A. In vitro rooting of *Decalepis hamiltonii* Wight & Arn, an endangered shrub, by auxins and root-promoting agents. **Current Science**, v.81, p.1479-1482, 2001.

REGO-OLIVEIRA, L.V.; FARIA, R.T.; FONSECA, I.C.B.; SACONATO, C. Influência da fonte e concentração de carboidrato no crescimento vegetativo e enraizamento *in vitro* de *Oncidium varicosum* Lindl. (Orchidaceae). **Semina: Ciências Agrárias**, v.24, n.2, p.265-272, 2003.

REIS, I.N.R.S.; LAMEIRA, O.A.; CORDEIRO, I.M.C.C.; CASTRO, C.V.B.; CARNEIRO, A.G. Cultivo *in vitro* de eixos embrionários de paricá. **Ciência Agrotécnica**, v.33, n.1, p.60-66, 2009.

RIBAS, L.L.F.; ZANETTE, F.; KULCHETSKI, L.; GUERRA, M.P. Micropropagação de *Aspidosperma polyneuron* (peroba-rosa) a partir de segmentos nodais de mudas juvenis. **Revista Árvore**, v.29, n.4, p.517-524, 2005.

ROHR, R.; ILIEVI, I.; SCALTSOYLANNES, A.; TSOULOHA, P. Acclimatization of micropropagated forest trees. **Acta Horticulturae**, v.1, n.616, p.59-69, 2003.

SABÁ, R.T.; LAMEIRA, O.A.; LUZ, J.M.Q.; GOMES, A.P.R.; INNECCO, R. Micropropagação do jaborandi. **Horticultura Brasileira**, v.20, n.1, p.106-109, 2002.

SALISBURY, F.B.; ROSS, C.W. **Fisiologia Vegetal**. México: Iberoamérica, 1994. 759 p.

SANTOS, A.S.A.; MACHADO, I.S.; LEÃO, A.L.; RAMOS, A.A. Concentrações de BAP e TDZ na propagação *in vitro* de curauá (*Ananas erectifolius* L.B.Smith): a influência das citocininas sintéticas na cultura de tecido. **Revista de Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento**, v.8, n.35, p.62-65, 2005.

SCHOTTZ, E.S. **Micropropagação do mogno (*Swietenia macrophylla* King) a partir de material juvenil**. 56 f. Dissertação (Mestrado em Botânica). Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2003.

SILVA, T.S.; NEPOMUCENO, C.F.; BORGES, B.P.S.; ALVIM, B.F.M.; SANTANA, J.R.F. Multiplicação *in vitro* de *Caesalpinia pyramidalis* (Leguminosae). **Sitientibus série Ciências Biológicas**, v.13, n.1. p.1-6, 2014.

SOARES, J.D.R.; PASQUAL, M.; RODRIGUES, F.A.; VILLA, F.; CARVALHO, J.G.; ARAUJO, A.G. Propagação *in vitro* de orquídea: iodeto de potássio e cloreto de cobalto em meio de cultura Knudson C. **Revista Ceres**, v.58, n.3, p.273-277, 2011.

SOUZA, A.V. **Propagação “*in vitro*” e aspectos anatômicos de arnica *Lychnophora pinaster* (Mart.)**. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Departamento de Fitotecnia. Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2003.

STUDART-GUIMARÃES, C.; LACORTE, C.; BRASILEIRO, A.C.M. Transformação genética em espécies florestais. **Ciência Florestal**, v.13, n.1, p.167-178, 2003.

THAKUR, R.; RAO, P.S.; BAPAT, V.A. In vitro plant regeneration in *Melia azedarach* L. **Plant Cell Reports**, v.18, n.1, p.127-131, 1998.

TOLEDO, F.F.; MARCOS FILHO, J. **Manual de sementes: tecnologia da produção**. São Paulo: Ceres, 1977. 224 p.

TONON, G.; CAPUANA, M.; DIMARCO, A. Plant regeneration of *Fraxinus angustifolia* by in vitro shoot organogenesis. **Scientia Horticulturae**, v.87, n.4, p.291-301, 2001.

VENTURA, G.M.; DIAS, J.M.M.; TEIXEIRA, S.L.; CARVALHO, V.S.; MOTOIKE, S.Y.; NOVAIS, R.F.; CECON, P.R. Organogênese in vitro a partir de gemas apicais e axilares de plantas adultas de orquídeas do grupo *Cattleya*. **Revista Ceres**, v.49, p. 613-628, 2002.

VIEIRA, E.L.; SOUZA, G.S.; SANTOS, A.R.; SILVA, J.S. **Manual de Fisiologia Vegetal**. EDFMA, São Luis, 2010.

YAMADA, Y.; SATO, F. The photoautotrophic culture of chlorophyllous cells. **Plant Cell Physiology**, v.19, p.691- 699, 1978.